

ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME XI

1^{er} SEPTEMBRE 1933

N° 5

MÉMOIRES ORIGINAUX

L'INFECTION SPONTANÉE ET EXPÉRIMENTALE DU CHIEN PAR L'ENTAMOEBÆ COLI

Tsh. SIMIĆ

Au cours de mes études biologiques et expérimentales sur le *Trichomonas intestinalis* chez le chien, dont les résultats ont été exposés dans deux notes, publiées dans ces *Annales*, j'ai eu l'occasion de trouver un jeune chien infecté spontanément par l'*Entamœba coli*.

Plus tard, en inoculant de jeunes chiens avec des selles humaines contenant à la fois l'*Entamœba coli* et l'*Entamœba dispar*, dans le but de l'étude de cette dernière amibe, j'ai obtenu, chez un chien soumis à l'expérience, une infection mixte par ces deux amibes.

D'après ces observations, il était clair que le chien pouvait s'infecter par l'*Entamœba coli*, mais il restait encore à préciser le mécanisme de l'infection et le mode d'évolution de cette amibe chez cet animal.

Observations. — Avant de rapporter les résultats des expériences faites spécialement dans le but de l'étude de l'*Entamœba coli* chez le chien, je veux m'arrêter d'abord sur l'observation du chien infecté spontanément par cette amibe, ainsi que sur celle du chien infecté expérimentalement à la fois par l'*Entamœba coli* et par l'*Entamœba dispar*.

Chez le chien, porteur spontanément de l'*Entamæba coli*, en apparence tout à fait bien portant, on a constaté, à l'examen direct du liquide de lavement intestinal fait au moment de son arrivée au laboratoire, de nombreuses amibes, qui ont été cultivées, fixées pour l'examen morphologique, et enfin inoculées par voie intrarectale à deux autres chiens de la même portée, dont l'examen avait été négatif malgré leur vie en commun.

Par l'examen morphologique à l'état vivant et après coloration, ainsi que par les caractères de culture sur Loeffler-sérum-Ringer et sur milieu de Tanabe et Chiba, l'amibe trouvée chez le chien infecté spontanément ne se différenciait pas de l'*Entamæba coli* de l'intestin humain. Il faut noter que ces trois chiens provenaient d'un quartier de la périphérie de la ville, où les latrines sont primitives et accessibles aux chiens, animaux coprophages.

A l'examen du liquide de lavement du chien infecté, répété le lendemain, on constata à ma grande surprise que le nombre des amibes avait considérablement diminué. Comme contrôle, je fis un nouvel examen le soir du même jour, mais le résultat fut identique. Le 4^e jour, on ne trouva plus d'amibes ni à l'examen direct du liquide de lavement, ni par la culture de celui-ci.

Les deux chiens de la même portée que le chien infecté, inoculés par voie intrarectale suivant la méthode habituelle, avec des amibes des selles du chien infecté, ont été suivis pendant dix jours, mais ils n'ont jamais présenté d'amibes dans leurs selles.

En partant de la culture obtenue avec les selles du chien infecté où, à côté de l'*Entamæba coli*, on avait trouvé également une petite amibe du type *hartmanni*, dont l'étude sera faite ultérieurement, on inocula par voie intrarectale deux nouveaux jeunes chiens, mais le résultat fut négatif.

Le chien infecté expérimentalement à la fois par l'*Entamæba coli* et par l'*Entamæba dispar* appartenait à un groupe de six chiens, inoculés par voie intrarectale avec des amibes obtenues par la purgation d'un sujet porteur de ces deux amibes. L'expérience a été faite à l'époque de mon étude sur l'*Entamæba dispar* chez le chien. Trois de ces animaux ont présenté dans les selles l'*Entamæba dispar* dès le 2^e jour après l'inoculation. Deux chiens de ce groupe, observés pendant 7 jours, restèrent négatifs, tandis que le 6^e a été infecté à la fois par l'*Entamæba coli* et par l'*Entamæba dispar*. Dans le liquide de lavement intestinal, l'*Entamæba coli* fut trouvée dès le 2^e jour et l'*Entamæba dispar* le 4^e jour après l'inoculation. L'infection du chien par ces deux amibes a duré 7 jours et pendant tout ce temps, l'*Entamæba coli* a toujours été en plus

grand nombre que l'*Entamæba dispar*. Il faut noter que la présence de ces deux amibes dans l'intestin du chien ne s'est manifestée par aucun symptôme clinique, ni local, ni général. Les selles, d'une consistance normale, ne contenaient rien de particulier, sinon quelques leucocytes.

L'étude spéciale que j'ai entreprise dans la suite en vue de préciser le mécanisme de l'infection du chien par l'*Entamæba coli* et le mode d'évolution de cette amibe chez cet animal, consista en plusieurs séries d'expériences, dont les résultats seront résumés ici.

Dans une première série d'expériences, 6 jeunes chiens, provenant de deux portées, ont reçu par la bouche 10 cmc. de selles humaines, obtenues par la purgation d'un sujet porteur de l'*Entamæba coli* et du *Lambliia intestinalis*. L'examen des chiens, ayant ingéré par la bouche la forme végétative et les kystes de l'*Entamæba coli*, fut pratiqué dès le lendemain et a été poursuivi régulièrement pendant dix jours consécutifs. Pendant ce temps, je n'ai constaté, chez aucun chien soumis à l'expérience, la présence des amibes dans les selles. Il faut noter que le matériel qu'on a fait ingérer aux chiens n'était pas très riche en amibes ni en kystes ; on ne trouvait, en effet, qu'un ou deux de ces éléments dans un champ microscopique, à un faible grossissement. En passant, il faut signaler qu'un chien avait présenté, dès le 4^e jour, la forme végétative de *Lambliia intestinalis*.

Dans la 2^e série d'expériences, trois nouveaux jeunes chiens ont reçu par la bouche 10 cm³ chacun d'une selle très riche en kystes et en formes végétatives, obtenue par la purgation d'un sujet que j'observais depuis longtemps.

A l'examen du liquide de lavement pratiqué tous les jours, on a constaté chez un chien la présence de l'*Entamæba coli* le 5^e jour après l'ingestion par la bouche des selles humaines. L'amibe a été trouvée encore pendant trois jours consécutifs, mais pendant toute la durée de l'infection, les amibes étaient en petit nombre, 3 ou 4 dans une préparation, de sorte qu'elles auraient pu passer inaperçues, si je n'avais fait cet examen avec une attention spéciale. Les deux autres chiens de la même série, suivis pendant 10 jours, n'ont pas présenté d'amibes, ni à l'examen direct du liquide de lavement intestinal, ni dans la culture de celui-ci.

Dans une 3^e série d'expériences, les kystes et les formes végétatives de l'*Entamæba coli*, obtenus par la purgation du même sujet

que précédemment, ont été donnés également par la bouche à six nouveaux jeunes chiens, dont l'anus a été obturé 10 heures avant l'ingestion des selles. L'extirpation du tampon anal a été faite 24 heures après l'ingestion des selles et, à partir de ce moment, on a commencé l'examen quotidien du liquide de lavement intestinal des chiens pendant 10 jours. De ces six chiens, cinq n'ont présenté d'amibes ni à l'examen direct du liquide de lavement, ni dans la culture de celui-ci, tandis que le sixième a été infecté par l'*Entamoeba coli* dès le 2^e jour après l'extirpation du tampon anal. Le nombre des amibes augmenta jusqu'au 6^e jour, puis les amibes disparurent rapidement, de sorte que le 8^e jour, je n'en trouvai plus ni à l'examen direct du liquide de lavement, ni par la culture de celui-ci. Ce chien a été fortement infecté et je trouvai de 4 à 5 amibes par champ microscopique. Il faut noter que malgré la présence de nombreuses amibes dans l'intestin, l'animal se portait bien et dans ses selles, d'une consistance presque normale, je ne trouvai rien d'anormal, sauf quelques leucocytes. Les selles du chien infecté, très riches en amibes, ont été inoculées par voie intrarectale à deux nouveaux chiens, mais l'infection n'a pas réussi.

Dans une 4^e série d'expériences, la même souche d'*Entamoeba coli* a été donnée par la bouche et a été inoculée en même temps par voie intrarectale à trois nouveaux chiens de la même portée. La quantité inoculée et ingérée a été de 5 cm³ du liquide obtenu après la purgation du sujet porteur de cette amibe. Après l'extirpation du tampon anal, fait 24 heures plus tard, l'examen du liquide de lavement intestinal a été poursuivi pendant 7 jours, mais je n'ai pu constater la présence d'amibes chez aucun de ces trois chiens. Dix jours plus tard, j'ai répété cette expérience sur trois nouveaux chiens presque de même âge, en donnant la quantité double de liquide de purgation. Cette fois, j'ai pu réussir l'infection de deux chiens, dont un a présenté des amibes le 3^e et l'autre le 5^e jour après l'extirpation du tampon anal. Le chien chez lequel on avait constaté l'infection dès le 3^e jour présentait de nombreuses amibes pendant les trois jours suivants, mais, le 8^e jour, je n'ai plus trouvé d'amibes ni à l'examen direct du liquide de lavement intestinal, ni dans la culture de celui-ci. L'autre chien a présenté peu d'amibes pendant toute la durée de l'infection et si je n'avais pratiqué l'examen avec une attention spéciale, elles auraient passé inaperçues. Ici également, le 8^e jour, je n'ai plus trouvé d'amibes par la culture du liquide de lavement intestinal.

Discussion. — L'infection expérimentale du chien par l'*Entamoeba dysenteriae* est connue depuis les expériences de Loesch. Faust, à la Nouvelle-Orléans, a trouvé deux chiens infectés spontanément par l'*Entamoeba dysenteriae*.

Dans un travail antérieur, nous avons communiqué les résultats des expériences faites sur le chien avec l'*Entamoeba dispar*, en montrant le mode d'évolution de cette amibe chez cet animal.

D'après les observations et les recherches expérimentales, dont les résultats ont été exposés plus haut, on voit que le chien peut également s'infecter par l'*Entamoeba coli*.

Bien que ces trois espèces d'amibes de l'intestin humain puissent vivre et se multiplier dans le gros intestin du chien, leur évolution et leur biologie chez les animaux infectés est différente et la connaissance de ces caractères est d'une importance capitale pour différencier les amibes pathogènes de celles qui vivent en saprophytes. En effet, la présence de l'*Entamoeba dysenteriae* dans l'intestin du chien se manifeste par une colite aiguë, suivie par des ulcérations typiques de la muqueuse, produites par le genre spécial de vie de cette amibe : pénétration dans les tissus et phagocytose des globules rouges. Plus rarement l'infection devient chronique, suivie quelquefois d'une guérison spontanée.

La présence de l'*Entamoeba dispar* dans l'intestin du chien ne produit aucun trouble et l'infection ne se manifeste par aucun symptôme clinique, étant donné que cette espèce ne pénètre pas dans les tissus et ne se nourrit pas de globules rouges.

L'infection du chien par l'*Entamoeba dispar* dure en général 7 jours, mais, par l'irritation mécanique de la muqueuse de l'intestin en provoquant des petites hémorragies, l'infection peut se prolonger et l'amibe peut phagocyter des globules rouges, mais, aussitôt qu'on arrête l'irritation, la guérison spontanée se produit et l'amibe disparaît rapidement.

L'évolution de l'*Entamoeba coli* dans l'intestin du chien est presque identique à celle de l'*Entamoeba dispar*, ce qui rapproche, au point de vue biologique, cette dernière amibe de l'*Entamoeba coli*, fait important en ce qui concerne la pathologie humaine.

Ne pouvant pas me procurer actuellement de souches de l'*Entamoeba dysenteriae*, je n'ai pas eu l'occasion d'étudier cette amibe chez le chien, mais, en se basant sur les travaux de certains auteurs, l'infection expérimentale de cet animal par l'*Entamoeba dysenteriae* peut réussir dans un grand pourcentage, pourvu qu'on opère sur de jeunes animaux.

L'infection des jeunes chiens par l'*Entamoeba dispar* peut réus-

sir chez plus de 80 p. cent des animaux traités, à condition que le matériel, qu'on fait ingérer par la bouche ou qu'on inocule par voie intrarectale, soit riche en amibes.

L'infection du chien par l'*Entamæba coli* est beaucoup moins fréquente et en général ne réussit que dans un faible pourcentage. En effet, sur des centaines de chiens que j'avais inoculés ou auxquels j'avais fait ingérer par la bouche cette amibe, au cours de mes expériences sur le *Trichomonas intestinalis*, l'*Entamæba dispar*, et au cours de celles qui ont été faites spécialement dans le but de son étude, je n'ai vu que 6 animaux infectés par cette amibe. L'infection du chien par l'*Entamæba coli* est possible aussi bien par la bouche que par l'inoculation intrarectale, pourvu que les animaux soumis à l'expérience soient jeunes et que le matériel soit riche en amibes. Quelquefois l'infection se manifeste par la présence de nombreuses amibes dans l'intestin, mais, plus fréquemment, les amibes sont rares, de sorte que l'infection peut passer inaperçue, ce qui arrive probablement dans la nature, d'autant plus que l'infection ne se manifeste chez le chien par aucun symptôme clinique.

Avant de terminer cette note, je veux m'arrêter un instant sur la question de l'infection du chat par l'*Entamæba coli*, puis sur celle du choix de l'animal pour l'étude de l'amibiase expérimentale en général.

Les premières expériences de l'infection du chat par l'*Entamæba coli* ont été tentées par Casagrandi et Barbagallo, qui affirmèrent avoir réussi à observer l'éclosion de kystes de cette amibe dans le gros intestin d'animaux, dont le tube digestif avait été au préalable irrité artificiellement. Schaudinn dit avoir confirmé les observations des auteurs italiens, mais elles ont été mises en doute par Dobell.

Les essais de l'infection du chat par l'*Entamæba coli*, faits ultérieurement par Quinke et Ross, Darling, Wenyon, Graig, Dobell, et autres, ont toujours été négatifs. Personnellement, sur des centaines de chats inoculés avec des selles humaines au cours de mes études sur le *Trichomonas intestinalis*, l'*Entamæba dysenterix* et l'*Entamæba dispar*, je n'ai jamais pu voir évoluer l'*Entamæba coli* dans l'intestin du chat. Il faut noter que certains chats, inoculés avec des selles humaines renfermant l'*Entamæba coli* et l'*Entamæba dispar*, et dont l'anus a été débouché 14 heures après l'inoculation, ont présenté dans les matières fécales évacuées quelques formes végétatives de l'*Entamæba coli* encore mobiles et cultiva-

bles, ce qui prouve seulement que cette amibe survivait assez longtemps dans le matériel inoculé.

Pourtant, E. Brumpt a obtenu une infection mixte par l'*Entamæba coli* et l'*Entamæba dispar* chez un chat inoculé par voie intrarectale avec ces deux amibes. En effet, dans le but d'étudier une amibe du type *minuta*, les selles fraîches, obtenues après la purgation d'un sujet porteur de l'*Entamæba coli* et de l'amibe du type *minuta*, ont été inoculées par voie intrarectale, suivant la méthode de Boeck et Drbohlav, à un chat pesant 820 grammes.

Dans les selles diarrhéiques évacuées par le chat, après l'extirpation du tampon anal qui était resté en place pendant 48 heures, on constata des amibes non hématophages, plus nombreuses que celles inoculées, très mobiles et de taille variable. Le lendemain et les deux jours suivants, l'examen du contenu intestinal obtenu par le lavement fut négatif en ce qui concerne les amibes. A ce moment, le chat, ayant l'air malade et n'ayant pas mangé depuis deux jours, on décide de le sacrifier. A l'autopsie de l'animal, on constate que la mort serait survenue bientôt, du fait d'une invagination de l'intestin grêle, en partie sphacélé, ayant produit une occlusion intestinale. L'ouverture du gros intestin montre que ce dernier, normal et renfermant des matières solides sur presque toute la longueur, présente quelques ulcérations superficielles dans la partie cæcale, renfermant un peu de liquide glaireux dans lequel pullulent des amibes. Par l'examen du mucus cæcal, on a constaté l'existence de très nombreuses amibes, non hématophages, de grande taille et très mobiles, du type *Entamæba coli*. Cette amibe était associée à une autre amibe de taille plus petite, également très mobile, qui a été déterminée comme étant l'*Entamæba dispar*. Sur la coupe du cæcum, on a observé, au niveau des ulcérations, de nombreuses *Entamæba coli*, ayant envahi la muqueuse nécrosée et les culs-de-sac glandulaires et à côté d'elles un très petit nombre d'*Entamæba dispar*.

L'infection de ce chat par l'*Entamæba coli*, d'après Brumpt, serait due probablement à l'état pathologique survenu chez cet animal par l'occlusion intestinale depuis le jour de son inoculation.

Il n'est pas sans intérêt de signaler également qu'à l'autopsie de quatre individus morts, l'un d'anémie pernicieuse, deux de fièvre typhoïde et un de leucémie aiguë, Hammerschmidt a observé l'envahissement de la muqueuse et de la sous-muqueuse par l'*Entamæba coli* au niveau du rectum, du cæcum et de la dernière partie de l'iléon.

Après les observations de Brumpt sur le chat et d'Hammer-

schmidt sur l'homme, avons-nous le droit de considérer l'*Entamæba coli* comme une amibe pathogène ? De même, peut-on considérer l'*Entamæba coli* comme étant la cause de certaines colites dans lesquelles cette amibe se trouvait en grand nombre ?

Il résulte de mes observations sur l'infection du chien par l'*Entamæba coli* que cette amibe vit en saprophyte dans l'intestin de cet animal, mais ne pénètre pas dans la muqueuse et ne phagocyte pas les globules rouges.

On peut attribuer la pénétration de l'*Entamæba coli* sous la muqueuse de l'intestin du chat, dans l'observation de Brumpt et chez l'homme dans celles d'Hammerschmidt, aux conditions spéciales dans lesquelles cette amibe s'était trouvée après l'occlusion intestinale dans le premier cas et chez des organismes épuisés par la maladie dans le second cas.

L'*Entamæba coli* a été accusée par divers auteurs d'être la cause de certaines entéro-colites, mais cette opinion ne doit être admise qu'avec réserve. Il faut d'abord savoir si c'est l'*Entamæba coli* qui provoque la colite ou si c'est au contraire la colite qui favorise la multiplication de l'amibe. En effet, pour faire augmenter le nombre des amibes chez un porteur, il faut entretenir les selles à l'état diarrhéique par un laxatif, ce qui prouve que la multiplication des amibes se fait beaucoup mieux dans un intestin irrité que dans un intestin normal.

Pour l'étude expérimentale des amibes de l'intestin humain, la question des animaux de laboratoire est d'une grande importance, surtout quand il s'agit de différencier l'*Entamæba dispar* de l'*Entamæba dysenteriae*. En pratique, pour les expériences avec les amibes, nous disposons du chat et du chien ; mais on peut se demander si le chat est plus sensible que le chien à l'infection amibienne et par conséquent si l'on a raison de préférer le chat au chien, ce qu'on fait à tort dans la pratique. Pour l'étude expérimentale de l'*Entamæba dysenteriae*, les deux espèces d'animaux sont bonnes, mais pour celle de l'*Entamæba coli* et de l'*Entamæba dispar* il faut donner la préférence au chien pour les raisons suivantes. En effet, personne n'ayant infecté le chat dans les conditions normales avec l'*Entamæba coli*, l'animal de choix pour l'étude expérimentale de cette amibe doit être le chien, dont l'infection réussit dans 16 pour cent des cas, pourvu qu'on opère sur de jeunes animaux et avec un matériel riche en amibes.

Pour l'étude expérimentale de l'*Entamæba dispar*, les deux espèces d'animaux sont bonnes et s'infectent dans plus de 80 pour cent des cas, pourvu que les animaux soient jeunes et que le matériel

qu'on fait ingérer ou qu'on inocule par voie intrarectale soit riche en amibes. Il faut remarquer tout de même que certaines souches d'*Entamæba dispar* sont peu infectieuses aussi bien pour le chat que pour le chien. Bien que l'*Entamæba dispar* ne pénètre pas sous la muqueuse de l'intestin du chat et ne phagocyte pas les globules rouges, un grand nombre des animaux infectés succombe au cours de l'infection, ce qui n'est pas le cas chez les chiens infectés par cette amibe. En effet, les chiens infectés par l'*Entamæba dispar* ne souffrent pas de l'infection et la guérison spontanée se produit constamment dans un délai de 6 à 7 jours. Donc, pour la détermination des amibes du type *minuta*, le chien doit être l'animal de choix.

Dans les expériences sur les chats, au moment de l'inoculation des amibes ou pendant le lavement intestinal pour la recherche des amibes, il faut toujours anesthésier l'animal, ce qui n'est pas nécessaire dans les expériences sur les chiens.

Enfin, dans nos climats, comme il est difficile de se procurer de jeunes chats de novembre à avril, toute expérimentation concernant les amibes est interrompue à cette époque de l'année, ce qui n'est pas le cas en expérimentant avec des chiens qu'on se procure très facilement en toute saison. De plus, l'élevage et l'entretien des jeunes chiens au laboratoire, même de l'âge de 10 jours, sont faciles et la mortalité spontanée est rare, ce qui n'est pas le cas pour les chats.

Pour les expériences concernant les amibes, les chiens ne doivent pas être âgés de plus de deux mois et les chats ne doivent pas peser plus de 500 grammes.

RÉSUMÉ

1. Au cours de mes études expérimentales avec le *Trichomonas intestinalis* sur le chien, j'ai eu l'occasion de trouver un de ces animaux infecté spontanément par l'*Entamæba coli*. Plus tard, au cours d'expériences sur le chien avec l'*Entamæba dispar*, j'ai obtenu une infection mixte à *Entamæba coli* et à *Entamæba dispar*, chez un animal inoculé avec des selles humaines contenant ces deux amibes.

2. Sur 25 chiens, âgés de moins de deux mois, ayant ingéré ou ayant reçu par voie intrarectale des selles humaines contenant l'*Entamæba coli*, 4 se sont trouvés infectés.

3. L'infection du chien par l'*Entamæba coli* peut réussir soit par

l'ingestion seule de selles humaines, soit encore plus facilement à la fois par l'ingestion et l'inoculation intrarectale de ces selles.

4. Par l'inoculation intra-rectale de l'*Entamæba coli* de culture, en partant soit de selles humaines, soit de selles du chien, je n'ai réussi à infecter aucun chien. Je n'ai pas réussi davantage en inoculant directement des selles de chien riches en amibes.

5. L'infection du chien par l'*Entamæba coli* dure au maximum 7 jours. Par passage sur le chien, l'*Entamæba coli* ne change pas de caractères morphologiques, ni biologiques ; elle ne devient pas pathogène pour l'animal infecté. On ne voit jamais d'amibes hématophages dans l'intestin du chien.

6. Pour réussir l'infection du chien par l'*Entamæba coli*, il faut disposer de jeunes animaux et d'un matériel riche en amibes, que l'on doit faire ingérer par la bouche ou inoculer par voie intra-rectale.

BIBLIOGRAPHIE

- BRUMPT (E.). — Infection expérimentale du chat par l'*Entamæba coli* Loesch, 1875, Schaudinn emendavit 1903. *Ann. paras. hum. et comp.*, IV, 1926, p. 272-285.
- CASAGRANDE et BARBAGALLO. — *Entamæba hominis* s. *Amæba coli* (Loesch). Studio biologico e clinico. *Ann. d'Igien. speriment.*, VII, 1897.
- FAUST (E.). — Experimental Acute Amebic Colitis in Dogs. *Proc. soc. exper. biol. and med.*, XXVII, 1930.
- HAMMERSCHMIDT (J.). — Ueber zufällige Amöbenfunde in der Darmschleimhaut des Menschen. *Archiv für Schiffs- und Tropenhyg.*, XXIX, 1925.
- SIMIĆ (Tsch.). — Etude biologique et expérimentale du *Trichomonas intestinalis*, infectant spontanément l'homme, le chat et le chien. *Ann. paras. hum. et comp.*, X, 1932, p. 209-224.
- Etude complémentaire de l'infection du chien par le *Trichomonas* d'origine humaine, canine et féline. *Ann. paras. hum. et comp.*, X, 1932, p. 402-406.
- L'infection du chien par l'*Entamæba dispar* Brumpt. *Ann. paras. hum. et comp.*, XI, 1933, p. 117-128.

Institut d'Hygiène de Skoplje (Yougoslavie).

LES STADES LARVAIRES DE *TRIAENOPHORUS NODULOSUS* (PALL.)

I. LE *CORACIDIUM*

Par W. MICHAJLOW

Le cycle évolutif complet de *Triænophorus nodulosus* a été décrit pour la première fois par Janicki en 1918. On doit à Rosen la description du développement de ce cestode et un sommaire examen des stades larvaires. Depuis ce temps, rien n'a été publié sur les formes larvaires de *T. nodulosus*, du moins d'aussi important que les travaux relatifs aux différentes espèces de *Diphyllbothrium*.

Je me suis proposé d'étudier les stades larvaires de *T. nodulosus* et, dans ce but, j'ai examiné pendant les années 1930, 1931 et 1932, au Laboratoire de Zoologie de l'Université de Varsovie, un nombre considérable d'intestins de brochet, *Esox lucius* L. Le matériel provenait du marché de Varsovie, où l'on trouve aussi bien des brochets du pays que des brochets importés de l'étranger.

T. nodulosus représente, d'après l'opinion de nombreux auteurs, le parasite le plus commun du brochet, qu'on trouve pendant toute l'année. Cependant, on peut remarquer une certaine périodicité dans l'apparition de ce cestode et établir l'époque de sa maturation sexuelle. Ce problème a été tout particulièrement étudié par Scheuring, qui lui a consacré une série de notes.

Mes observations les plus complètes relatives à *T. nodulosus* se rapportent à l'année 1930, où j'ai eu l'occasion d'examiner 186 intestins du brochet. Le nombre d'intestins examinés pendant un mois variait depuis 8 jusqu'à 30, c'est-à-dire environ 15 ou 16 intestins en moyenne par mois. Je ferai donc part de mes observations de l'année 1930, d'autant plus que les observations faites d'une façon moins régulière en 1931 (40 intestins examinés), ainsi que celles du mois de janvier, février et mars 1932 (30 intestins) concordent généralement avec les données obtenues antérieurement.

Le pourcentage général des brochets infectés s'élevait à 76 ; le pourcentage d'infestation pendant chaque mois était le suivant : I-100 p. cent, II-80 p. cent, III-100 p. cent, IV-100 p. cent, V-90 p. cent, VI-40 p. cent, VII-16 p. cent, VIII-27 p. cent, IX-90 p. cent, X-100 p.

cent, XI-84 p. cent, XII-85 p. cent. Il résulte de l'examen de ces chiffres que l'important abaissement de l'infestation était en été (juin, août).

Le nombre des parasites dans l'intestin du brochet variait depuis 1 jusqu'à 201. Ce dernier chiffre représente le maximum (9 mai). Le maximum d'individus sexuellement mûrs était de 75 (16 mai). Les nombres moyens d'adultes et de jeunes, trouvés dans un intestin, au cours d'une année, sont représentés ci-contre (fig. 1).

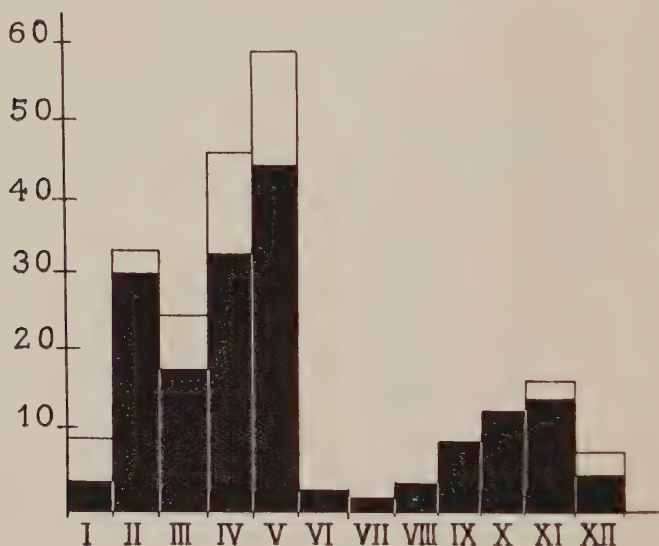


FIG. 1. — Quantité moyenne d'exemplaires jeunes (en noir) et adultes (en blanc) de *Trienophorus nodulosus* trouvés dans l'intestin de brochets au cours d'une année.

Il résulte de ce tableau que les individus adultes apparaissent en janvier, février, mars, avril et mai, qu'ils disparaissent en été, pour se montrer de nouveau en novembre et en décembre. A parler strictement, j'ai observé les strobiles mûrs pour la dernière fois le 27 mai 1930, pour la première fois, le 18 novembre. En 1931, les derniers strobiles du printemps ont été enregistrés le 18 mai, les premiers strobiles de l'hiver, le 14 novembre. On peut en conclure que les strobiles mûrs apparaissent à partir de la mi-novembre jusqu'à la seconde moitié du mois de mai.

Les observations de Scheuring, sur la présence de *T. nodulosus* adulte en Allemagne du Sud se résument ainsi : dans les gros spécimens du brochet, les œufs du cestode en question font leur appa-

rition en décembre, tandis que les vers adultes quittent les brochets à la fin du mois de mars. Une seule fois, Scheuring a observé le parasite adulte en mai 1913. Le matériel que j'ai examiné permet d'établir la durée plus longue de la période de maturation, depuis la mi-novembre jusqu'à la seconde moitié du mois de mai.

D'une façon générale, on trouve plus souvent des intestins contenant uniquement des parasites adultes ou bien uniquement des parasites jeunes, tous au même stade de développement, plus rarement des parasites adultes et jeunes en même temps. J'ai trouvé exclusivement des vers jeunes dans 60 p. cent d'intestins infestés ; exclusivement des adultes dans 13 p. cent d'intestins ; le reste, c'est-à-dire 27 p. cent d'intestins, renfermait des parasites aux différents stades de développement. Ces différents rapports, au cours de différents mois, sont indiqués dans le tableau ci-joint.

Mois	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII
Pourcentage d'intestins contenant uniquement des adultes.....	50	17	36	9	—	—	—	—	—	—	12	28
Pourcentage d'intestins contenant uniquement des jeunes.....	25	30	9	27	37	100	100	100	100	93	16	36
Pourcentage d'intestins contenant des parasites aux différents stades du développement.....	25	53	55	64	63	—	—	—	—	7	12	36

Il faut remarquer que, dans le cas de la présence des parasites aux différents stades de développement, la différence entre les stades particuliers était parfois très considérable. Ainsi, on pouvait observer des individus de 15 cm. de longueur à côté de parasites beaucoup plus petits, souvent de 2 à 3 cm. de longueur, ressemblant fortement à des plérocercoides.

Il existe, d'après Scheuring, deux hypothèses pour expliquer le fait que, le plus souvent, on rencontre des brochets renfermant les parasites au même stade de développement.

D'après la première, basée sur les observations de Piesbergen et

Zschokke, les parasites qui pénètrent dans l'hôte en dernier lieu rencontrent plus d'obstacles à se fixer dans l'intestin, ce dernier étant déjà occupé par d'autres cestodes qui ne cessent de s'agiter. Scheuring rappelle à ce sujet que, dans l'intestin contenant, en plus de notre parasite, *T. crassus* qui se fixe plus solidement à la paroi intestinale, le nombre de ce dernier cestode est toujours supérieur au premier. Or je dois remarquer que mes observations ne sont pas d'accord avec celles de l'auteur précité. Dans le cas de la présence simultanée des deux parasites du genre *Trienophorus*, c'était précisément *T. nodulosus* qui se présentait en plus grand nombre.

D'après l'autre hypothèse, l'hôte se laisse infester seulement pendant une courte période, c'est ce qui fait égaliser les stades de développement. L'hôte serait en outre capable de produire des anticorps, qui lui assureraient l'immunité. Mes propres observations ne me permettent pas de résoudre ce problème, dans l'un ou l'autre sens ; toutefois, la présence si fréquente de parasites à différents stades de développement nous permet de tirer au moins cette conclusion que le mécanisme, empêchant l'infestation continue de l'hôte, doit fonctionner assez médiocrement.

Les œufs provenant des cestodes adultes m'ont permis de procéder à l'élevage des larves. J'avais pris cent œufs, placés dans des boîtes de Petri. L'épaisseur de la couche d'eau était d'environ 1 cm., la température de la chambre subissait des variations assez considérables. L'éclosion des *coracidium* avait lieu quelques jours après l'établissement de la culture, généralement entre 2 et 9 jours. Les dernières larves disparaissaient 10 jours au minimum et 19 jours au maximum à partir de la date de l'établissement de la culture. La durée de l'éclosion des larves de la même culture était de 4 à 14 jours, de 7 à 9 jours en moyenne. L'éclosion était notablement accélérée aux mois d'avril et de mai ; les larves apparaissaient alors entre 2 et 4 jours. La plus longue durée du développement (7 à 8 jours) était notée en hiver (XI, XII, I, II), probablement sous l'influence de la température. On pouvait arrêter le développement en augmentant l'épaisseur de la couche d'eau recouvrant les œufs. Ainsi, au mois de mars, les cultures recouvertes de 5 cm. d'eau se développaient au bout de 12 jours, tandis que, dans les autres cultures, les larves apparaissaient au bout de 7 à 8 jours. La durée de la vie libre des larves était observée sur les individus isolés immédiatement après l'éclosion. Ces larves disparaissaient généralement le 2^e jour, plus rarement le 3^e jour. Je n'ai pas étudié spécialement les stades du développement embryonnaire dans l'œuf même ; cependant, j'ai eu l'occasion de remarquer que, dans le cas où le développement durait 7 jours, on pouvait voir, déjà le 5^e jour, par-

fois le 6^e jour, à l'intérieur de l'œuf, les contours bien distincts de la larve en mouvement, ainsi que ses crochets. On remarquait aussi, à l'occasion, à travers la coque de l'œuf, les cils, disposés longitudinalement. Il y a lieu de croire que ce sont les crochets médians qui apparaissent en premier lieu.

J'ai coloré le contenu des œufs *in vivo* en les plaçant pendant quelques jours dans une solution faible de bleu de méthylène. Il est intéressant de noter que non seulement les cellules germinatives, mais aussi les cellules vitellines, agglomérées dans la partie postérieure de l'œuf, se laissaient colorer en bleu par ce procédé. La coloration de ces dernières était cependant plus faible que celle des cellules germinatives ; elle n'était pas, en outre, uniforme dans les larves peu développées, de sorte que l'on pouvait voir des cellules vitellines incolores à côté de cellules bien colorées. J'ai obtenu le même résultat en employant la coloration vitale par le rouge neutre. Le nombre des cellules germinatives, colorées dans l'œuf, était très variable. Dans les œufs dont le développement durait 7 jours et dont les larves présentaient encore des contours indécis, leur nombre était de : 0, 0, 0, 3, 7, 6, 8 cellules ; et le 8^e jour du développement de : 4, 2, 10 cellules. Dans les œufs provenant d'une autre culture, ce nombre était, le 4^e jour du développement, de : 6, 1, 1, 0, 18 cellules. D'une façon générale, les cellules germinatives se différenciaient bien au moment de l'apparition des crochets.

Je ne donnerai pas la description de l'éclosion du *coracidium*. Ce processus se produit d'une façon identique à celle que j'ai observée chez *T. crassus*. Je remarquerai seulement en passant que le mouvement rotatoire de la larve, avant sa sortie de l'œuf, a lieu également chez *T. nodulosus*.

Les jeunes *coracidium*, sortis de l'œuf, se mettent à exécuter un mouvement rapide de rotation et de progression. Quelques heures après, ces mouvements deviennent plus faibles ; l'enveloppe embryonnaire se gonfle et le *coracidium* prend son aspect définitif. La rapidité du mouvement de progression atteint à ce moment 6 mm., 2 par seconde. Pendant l'exécution de ces mouvements, les cils antérieurs forment 1 ou 2 pinceaux vibratiles. Le sens de direction du mouvement de la larve change d'instant à instant. Quand la larve vibre sur place, les cils antérieurs se disposent en éventail. Dans les larves plus âgées qui perdent leur cils, ce sont toujours les cils antérieurs qui disparaissent les premiers ; le mouvement vibratoire consiste en vibrations de la région postérieure.

La taille du *coracidium* entier varie suivant l'état de gonflement de l'enveloppe embryonnaire. Les jeunes *coracidium* ont de 66 à 72 μ de longueur et de 62 à 68 μ de largeur. Les plus âgés sont considérablement plus grands. Leurs dimensions maxima étaient de $120 \times 105 \mu$. En moyenne, la longueur et la largeur d'un *coracidium*, à enveloppe embryonnaire gonflée, était environ de 80 à $90 \mu \times 70$ à 80μ . Le plus petit *coracidium* mesurait $57 \times 31 \mu$. Le corps du *coracidium* est couvert extérieurement d'une membrane embryonnaire de 1,5 à 2 μ d'épaisseur. Quand celle-ci se rompt, il en sort des cellules de l'enveloppe embryonnaire. Plus l'oncosphère est âgée, plus facilement se déchire cette première membrane. Cette dernière contient de nombreux corpuscules basaux des cils, parfois très distincts, disposés plus ou moins uniformément. Le diamètre de chaque corpuscule est d'environ 1 μ . Quand l'oncosphère perd ses cils, les corpuscules basaux semblent disparaître à leur tour. Les cils qui recouvrent la surface de la membrane sont très nombreux. Comme l'avait déjà observé Rosen, les cils antérieurs sont beaucoup plus longs que les postérieurs. Dans le *coracidium* de 86 μ , les plus longs cils mesuraient 62 μ . En général, leur longueur varie de 35 à 45 μ . Je n'ai pas pu étudier en détail la structure des cils antérieurs comme l'avait fait Vogel pour *D. latum*; cependant, certains phénomènes comme, par exemple, l'enroulement de la partie terminale de cils sous l'action de l'acide picrique, laisse supposer que la nature de cette partie est toute différente.

Les cils antérieurs sont très serrés; dans une coupe optique, on en voit de 6 à 8 sur un arc de 6 μ de longueur. Vers l'arrière, jusqu'au milieu du corps, les cils deviennent plus courts. Les cils postérieurs ont 12 μ de longueur en moyenne; les plus petits 10 μ , 3, les plus longs 20 μ , 7.

Les cils antérieurs forment un ou deux pinceaux. Les cils latéraux rament vers l'arrière et font avancer la larve, tandis que les mouvements de vibration et de rotation sont indubitablement dûs aux cils antérieurs et postérieurs. La partie proximale du cil, longue d'environ 2 μ , située près du corpuscule basal, reste presque immobile, tandis que la partie distale vibre très rapidement. En 10 secondes, les cils exécutent environ de 50 à 60 mouvements vibratoires. Le mouvement des cils peut parfois continuer même après la déchirure de la première membrane; il s'arrête en même temps sur toute la surface de celle-ci. Quelquefois, au moment où la membrane se déchire dans la région antérieure, quand le mouvement des cils antérieurs s'arrête, les cils postérieurs continuent leurs mouvements encore pendant 1 à 2 minutes. J'ai réussi une fois à

immobiliser les cils antérieurs au moyen d'acide picrique : les cils latéraux et postérieurs battaient alors pendant 3 minutes, certains cils même pendant 5 minutes. Ce mouvement est une ondulation qui se propage depuis la partie immobile jusqu'à l'extrémité du cil.

Entre la première et la deuxième membrane embryonnaire, on trouve les cellules de l'enveloppe embryonnaire. Déjà, dans une jeune larve qui vient d'éclore, on peut distinguer deux catégories de ces cellules. Les unes, apparemment dépourvues de noyau, sont transparentes et leur plasma est fortement vacuolisé ; les autres sont nucléées et d'égales dimensions dans une jeune oncosphère (fig. 2). A mesure que la larve vieillit, on peut apercevoir un certain nombre des cellules aux noyaux plus ou moins réduits, refoulés vers la membrane cellulaire, quelquefois en forme de croissant. Cependant, même dans le *coracidium* âgé de 2 à 3 jours, on peut toujours constater la présence de deux catégories de cellules : les petites, pourvues de noyau, qu'on pourrait considérer comme les cellules primitives de l'enveloppe embryonnaire et, d'autre part, les grandes, gonflées et sans noyau, les cellules véritables de l'enveloppe embryonnaire.

Les noyaux des cellules primitives sont bien distincts, même observés à l'état frais, parce qu'ils ont une plus forte réfringence et contiennent des granulations. Ils sont visibles aussi sur les préparations (fig. 3, a). Le carmin boracique colore ces noyaux assez intensément en rouge, plus fortement que l'alun. Si les noyaux sont bien visibles sur les préparations, le plasma, par contre, ne se colore pas, de sorte que les contours de ces cellules restent à peine perceptibles. J'ai observé une fois une de ces cellules dont le diamètre avait 11 μ ; elle contenait 2 noyaux de 3 μ de diamètre chacun. Ordinairement, ces cellules sont plus petites et mesurent de 8 à 10 μ ; leur noyau est simple et un peu plus grand, mesurant de 5 à 5 μ , 5.

Les cellules primitives de l'enveloppe, dans une toute jeune larve, sont amassées principalement dans la région postérieure de l'enveloppe. On en trouve cependant aussi sur les côtés et même dans la partie antérieure de celle-ci. Leur nombre, dans un tout jeune *coracidium*, s'élève à 30 cellules ; dans les *coracidium* plus âgés, il est de 10 à 20.

Les cellules propres de l'enveloppe sont dépourvues de noyaux et présentent beaucoup de vacuoles. Elles forment la masse même de l'enveloppe embryonnaire. Dans une jeune larve, ces cellules sont petites, égales et ont un diamètre de 10 μ . Leur forme est régulière, souvent hexagonale, de sorte que la surface de l'enveloppe prend l'aspect d'un réseau aux mailles régulières. Plus tard, ces

cellules se gonflent et deviennent gigantesques, souvent plus grandes que toute l'oncosphère ; dans ce cas, l'enveloppe se compose de quelques cellules seulement. Leur taille est ordinairement de 20 à 30 μ , mais elle peut atteindre 40 μ et même 50 μ . Si les cellules deviennent grandes, elles sont peu nombreuses ; les autres cellules disparaissent à mesure que les cellules qui restent se gonflent. À côté des grandes cellules, il en existe aussi des petites. Les cellules vacuolisées forment ordinairement une seule assise ; cependant, on peut voir quelquefois, sur une coupe optique, 2 ou 3 cellules. Par suite de la croissance de ces cellules, plus intense dans la partie antérieure, l'oncosphère prend une position excentrique à l'intérieur de l'enveloppe et se déplace vers l'arrière. Les cellules sans noyaux ne se colorent pas et restent invisibles sur les préparations. Si ces dernières cellules tirent leur origine des cellules primitives dont le noyau dégénère et dont le plasma subit une forte vacuolisation, ce processus aurait dû se passer principalement à l'intérieur de l'œuf, parce que, dans l'oncosphère libre, les changements sont insignifiants. De toute façon, la larve présente deux types de cellules de l'enveloppe embryonnaire jusqu'au moment où elle est ingérée par le premier hôte intermédiaire.

Parmi les cellules de l'enveloppe, principalement là où 3 cellules sont en contact, on aperçoit des amas des petits corpuscules. Ils sont très nombreux chez la jeune larve, disséminés à peu près uniformément, juste au-dessous de la première membrane. À mesure que la larve vieillit, leur nombre diminue et ils se rassemblent principalement dans la région postérieure de l'enveloppe. Le Dr Jarocki a eu l'obligeance de me communiquer qu'en employant la coloration suivant la méthode de Gelei, il a pu démontrer la présence de granulations de nature lipóide dans les cils du *coracidium* de *T. nodulosus*. Les corpuscules de l'enveloppe embryonnaire, dont il vient d'être question se laissent colorer en même temps d'une façon absolument analogue.

L'oncosphère repose dans une sorte de chambre formée par la seconde membrane, de sorte que les cellules de l'enveloppe embryonnaire se trouvent entre la membrane externe et l'interne. La deuxième membrane est environ deux fois plus mince que la première. Quelquefois, il existe, entre celle-ci et l'oncosphère, un espace libre assez grand, de sorte que l'oncosphère peut s'y mouvoir assez librement. J'ai observé même une oncosphère complètement retournée, les crochets en avant. Je n'ai jamais pu constater la présence d'un lien quelconque entre l'oncosphère et la deuxième membrane.

À l'oncosphère même adhère une troisième membrane, encore

plus délicate que les deux autres, bien visible cependant après le traitement par l'acide picrique. Elle adhère fortement au corps même de la larve. L'oncosphère a une forme allongée ; elle mesure environ de 45 à 50 μ de longueur. La plus petite oncosphère que j'aie observée avait 37 μ , la plus grande 62 μ .

L'oncosphère est recouverte extérieurement par une mince membrane cuticulaire, renforcée par les cellules qui y adhèrent. Elle est bien visible sur les coupes, quoique son épaisseur soit inférieure à 1 μ . Quand cette membrane se déchire, tout le contenu de l'oncosphère s'écoule sous forme des cellules isolées, à l'exception d'une certaine masse compacte, voisine des crochets, dont il sera question plus loin.

La structure interne de l'oncosphère est assez compliquée et comprend :

1° *Les cellules somatiques.* — La masse principale du corps de l'oncosphère est constituée par les cellules somatiques, dont le nombre s'élève probablement de 80 à 100. Le plasma de ces cellules ne se colorait pas par les procédés que j'ai employés ; par contre, leurs noyaux se laissaient colorer bien nettement en vert par le vert de méthyle-pyronine. Les contours des cellules restent quelquefois peu nets ; les noyaux par contre sont toujours très visibles (fig. 2, *b* ; fig. 3, *e* ; fig. 4, *b*).

La taille des cellules est d'environ 6 μ ; celle des noyaux de 2 μ , 5 à 3 μ , 5. La forme de ces derniers est un peu allongée. Les cellules somatiques sont disposées plus ou moins uniformément dans toute l'oncosphère.

2° *L'amas cellulaire adhérent aux crochets.* — On trouve, dans la région postérieure de l'oncosphère, près des crochets, un singulier amas qui se colore légèrement par certains colorants, sans qu'il soit possible d'y distinguer les éléments cellulaires. Cet amas, où sont plantés les crochets, facilite les mouvements de ces derniers, en leur servant de base.

3° *Les cellules germinatives.* — On obtient la meilleure différenciation de ces cellules par la méthode du vert de méthyle-pyronine. Leur plasma se colore par ce procédé fortement en rouge, le noyau en rouge-brun plus clair, le nucléole, assez volumineux, en rouge. Le noyau est sphérique, tandis que la cellule même présente des contours assez irréguliers (fig. 2, *a* ; fig. 3, *b*). Le plasma ne se colore pas toujours d'une façon uniforme ; sur des coupes, on voit quelquefois, surtout dans les parties allongées de la cellule, une sorte de réseau (fig. 4, *a*). Les cellules germinatives sont disposées dans tout le corps de l'oncosphère, sous la cuticule. Leur nombre

varie de 9 à 23. Le plus souvent, il y en a 14, 12 ou 16 (52, 13, 12 p. cent).

La taille de ces cellules varie de 6 μ , 4 à 12 μ . Le plus souvent, leur longueur est de 10 μ ; elles sont donc assez allongées. Les dimensions du noyau sont de 3 μ , 5 à 5 μ , 4 μ en moyenne.



FIG. 2. — Oncosphère de *T. nodulosus* colorée par le vert de méthyle-pyronine. a, cellule germinative ; b, cellules somatiques ; c, cellule germinativo-somatique.

4° *Les cellules germinativo-somatiques.* — A côté des cellules germinatives, on rencontre des cellules dont j'ai déjà donné la description dans le travail relatif à l'oncosphère de *T. crassus* en 1932. La coloration par le vert de méthyle-pyronine met en évidence leurs traits particuliers. Le plasma de ces cellules ne se colore presque pas, de sorte que les contours de la cellule même restent indistincts. Le noyau, grand et de forme sphérique, est entouré d'une bordure rouge-brun, assez intensément colorée. Le noyau même se colore plus faiblement que le noyau des cellules germina-

tives. Le nucléole se colore légèrement en rouge (fig. 2, c). Cependant, les cellules sont bien mises en évidence sur des coupes ; elles sont peu nombreuses et toujours situées près de la surface. Sur des

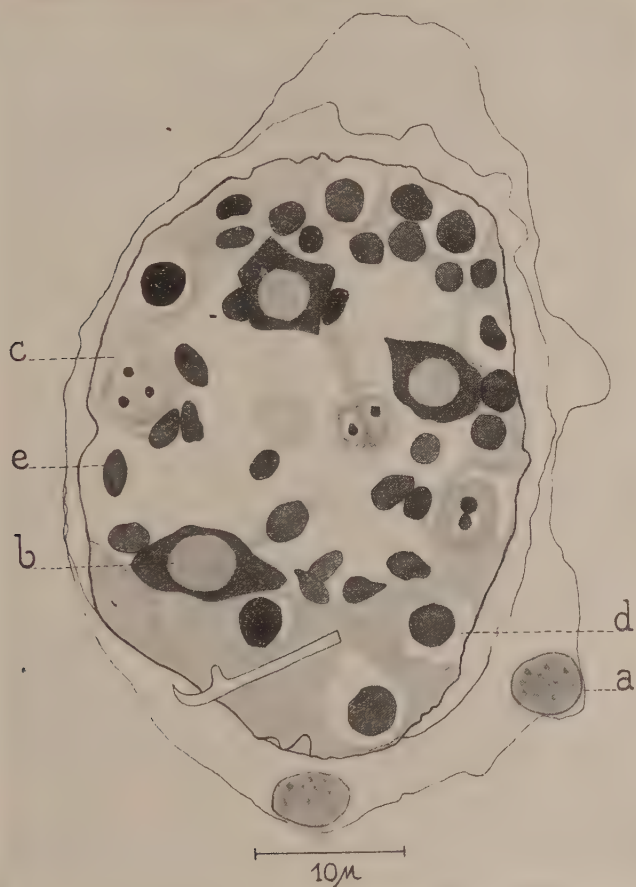


FIG. 3. — Oncosphère de *T. nodulosus*, coupe longitudinale. a, noyau d'une cellule primitive de l'enveloppe embryonnaire ; b, cellule germinative ; c, cellule germinative somatique ; d, cellule λ ; e, cellule somatique.

coupes, on voit encore mieux leur structure et leur position subcuticulaire ; elles n'adhèrent pas toujours à la cuticule (fig. 3, c).

Le noyau se colore légèrement en rouge par la méthode de Mallory ; on y voit quelques nucléoles, rougeâtres et un peu plus foncés

(fig. 4, c). Chaque nucléole est entouré d'une bordure plus claire et transparente, ce qui donne à l'ensemble un aspect très particulier. Les dimensions de la cellule sont de 7,5 à 11 μ ; celles du noyau de 5, 3 à 6, 5 μ ; le diamètre du nucléole est de 1, 5 μ environ et avec la bordure, de 2,5 μ .

Dans ma description de ces cellules, trouvées dans l'oncosphère de *T. crassus*, j'ai émis l'hypothèse qu'elles correspondent aux cellules germinativo-somatiques d'*Archigetes*, décrites par Wisniewski. Mes dernières observations paraissent confirmer cette opinion. Bien que la différenciation de ces cellules se produise très tôt, déjà à l'intérieur de l'œuf, et que, par conséquent, leur origine ne se laisse pas établir avec certitude, leur analogie avec les cellules germinativo-somatiques d'*Archigetes* n'en est pas moins apparente. Ces cellules continuent à évoluer dans les procercoïdes. J'ai pu cependant observer des cellules analogues dans les coupes des procercoïdes âgés de 7 à 8 jours ; le plus souvent, elles étaient situées juste au-dessous de la cuticule.

5° *Les cellules λ* . — À côté des cellules somatiques, on trouve dans l'oncosphère, de nombreuses cellules qui leur ressemblent et que j'ai nommées provisoirement, les cellules λ . On les distingue difficilement sur les préparations totales ; par contre, elles sont bien visibles sur les coupes.

Ces cellules diffèrent légèrement par leur taille des cellules somatiques. La cellule elle-même est plus sphérique et mesure de 6 à 7 μ de longueur. Son plasma se colore à peine, tandis que le noyau, traité par le vert de méthyle-pyronine, prend une couleur brun-rouge. La différence entre le noyau des cellules λ et celui des cellules somatiques devient tout-à-fait apparente après la coloration par la méthode de Mallory : le premier se colore en bleu et le second en rouge ou en jaune.

Le diamètre du noyau varie de 3,5 à 4,5 μ (fig. 3 d). Les cellules λ sont un peu moins nombreuses que les cellules somatiques. Elles doivent jouer un rôle important dans la formation du procercoïde. En tous cas, on les distingue bien dans les procercoïdes âgés de 4 à 5 jours et leur nombre augmente. Les futures recherches nous démontreront quel est précisément le rôle de ces cellules dans le procercoïde.

6° *Les cellules granuleuses*. — L'oncosphère contient également un petit nombre de cellules granuleuses, observées déjà par Rosen, au nombre de 3. Dans la description de l'oncosphère de *D. latum*, Vogel s'exprime ainsi : « Ich konnte mich nicht davon überzeugen, dass die Granula innerhalb bestimmter Zellen gelegen sind. » Dans

T. nodulosus, il s'agit cependant bien de cellules ; j'ai eu souvent l'occasion de les isoler et de mettre en évidence leur membrane cellulaire. Même sur le matériel vivant, on distingue bien les noyaux de ces cellules ; ils deviennent bien plus visibles après la fixation par l'acide picrique. On remarque alors nettement la mem-

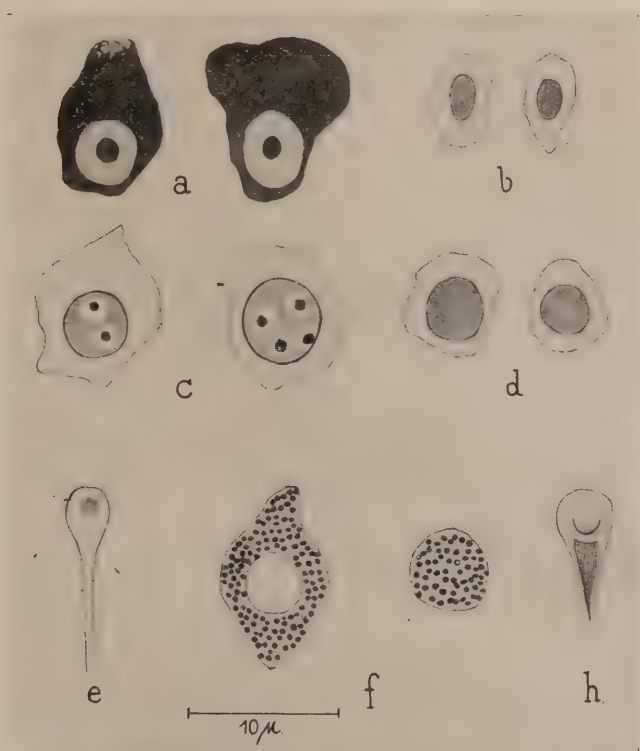


FIG. 4. — Cellules de l'oncosphère de *T. nodulosus*. a, cellules germinatives ; b, cellules somatiques ; c, cellules germinativo-somatiques ; d, cellules λ ; e, cellule musculaire ; f, cellules granuleuses ; h, cellule à flamme.

brane nucléaire et les nombreuses granulations à l'intérieur du plasma (fig. 4, f). L'existence de ces cellules granuleuses dans l'oncosphère de *T. nodulosus* ne laisse donc aucun doute. Leur nombre est variable, généralement de 2 à 3, jusqu'à 5 cellules. Il en existe aussi d'autres, plus petites, de 3 à 4 μ de diamètre, de sorte que le nombre total des cellules granuleuses atteint 8. Ces cellules sont situées dans la moitié postérieure du corps. Les plus grandes mesurent environ 10 μ de longueur ; les noyaux ont de 5 à 6 μ de diamètre. Le plasma

contient de nombreuses granulations, qui restent immobiles dans l'oncosphère non aplatie et qui ont un mouvement vibratoire moléculaire dès que l'oncosphère subit l'aplatissement. Ces granulations commencent par vibrer sur place ; peu à peu, cependant, elles se déplacent, ce qui est dû probablement au mouvement du plasma. Je n'ai pas pu différencier ces cellules sur les préparations fixées et colorées.

Les modifications que subit l'oncosphère chez le premier hôte intermédiaire déterminent la disparition des cellules granuleuses. Cependant, j'ai pu observer dans quelques cas 2 ou 3 cellules de ce type dans les procercoïdes âgés de 5 à 6 jours.

7° *Le système excréteur.* — Le système excréteur de l'oncosphère de *T. nodulosus* est constitué par 2 cellules à « flamme », comme Vogel l'a décrit chez *D. latum* et comme Li l'a observé chez *D. decipiens*. Ces cellules sont situées plus ou moins symétriquement au-dessus des crochets latéraux. On ne peut les observer que sur les exemplaires à l'état frais en plaçant l'oncosphère, pendant quelques minutes, dans la solution de Na Cl à 0,75 p. cent. On voit alors, pendant quelques instants à peine, les vibrations énergiques de la flamme de ces cellules. Ces vibrations se ralentissent progressivement si la larve est maintenue immobile, mais elles renaissent dès que la larve se met à remuer. La cellule entière (fig. 4, *h*) avec la flamme mesure environ 7 μ de longueur. On distingue nettement ses contours, une partie du noyau près de la flamme, enfin la flamme même, dont la longueur est de 5 μ environ. Vient ensuite le canalicule dont j'ai pu observer seulement une petite portion sans pouvoir distinguer sa partie terminale, décrite par divers auteurs.

8° *Les crochets embryonnaires.* — Ils sont au nombre de 6 et je les ai déjà décrits et comparés à ceux de *T. crassus*. Je me contenterai simplement de remarquer que les crochets médians sont un peu plus longs, de 1 à 1,5 μ , que les latéraux. La forme de ces crochets étant assez variable, il est nécessaire, à mon avis, d'introduire des noms fixes pour leurs différentes parties. On pourrait donc distinguer : le manche (fig. 6, 1, *a*), la partie terminale (fig. 6, 1, *b*), le bras (fig. 6, 1, *c*) et la pointe (fig. 6, 1, *d*).

9° *Les muscles des crochets embryonnaires.* — Rosen n'a pas observé de cellules musculaires : « Seule l'extrême contractibilité du plasma de l'oncosphère provoque les mouvements. » Elles existent bien cependant et forment un appareil assez compliqué. Même *in vivo*, on peut remarquer les muscles en forme de filaments qui se dirigent vers les crochets et les mettent en mouvement. Ces

muscles sont très rarement visibles sur les préparations fixées et colorées ; pour les voir, j'ai dû recourir à la méthode suivante. Après avoir aplati l'oncosphère sous la lamelle, je l'ai fixée en introduisant une petite quantité d'acide picrique. On pouvait alors voir nettement les cellules musculaires, principalement dans leurs parties allongées, qui forment un prolongement, mais la partie piriforme de la cellule (fig. 4, *c*) restait peu visible par suite de sa faible réfringence. La cellule même présente la forme d'une poire ou d'un cône. Sa taille, sans le prolongement, était de 10 à 16 μ . Quand le prolongement n'est pas contracté, la cellule se dessine nettement et prend une forme plus sphérique ; dans le cas contraire, elle se rétrécit graduellement et se prolonge insensiblement, de sorte qu'on a l'impression que la cellule est directement fixée au crochet. Sur le fond jaune des cellules germinatives et somatiques, les cellules musculaires forment des taches claires et transparentes avec des bords sombres. Quelquefois, on y remarque les contours du noyau et certaines granulations. Le noyau se colore en jaune-orange par la méthode de Mallory. Les prolongements musculaires s'attachent aux crochets en deux points, à la base ou bien près des bras. Souvent, on voit le bras du crochet pris par le prolongement comme dans un nœud coulant.

Les cellules musculaires de l'oncosphère sont au nombre de 17, dont 4 sont impaires et les autres paires. Chaque crochet médian est muni de 3 cellules musculaires. Le prolongement d'une cellule (fig. 5, 1), est fixé à la partie terminale de la base et s'étend presque d'un bout à l'autre de l'oncosphère. Sa longueur est de 46 μ environ. Les deux prolongements des autres cellules sont plus courts. L'un d'eux est attaché au bras (fig. 5, 2) et se dirige vers la cellule un peu obliquement. La troisième cellule (fig. 5, 3) est munie d'un prolongement encore plus court, fixé également au bras et dirigé obliquement mais dans un autre sens, de sorte que ce prolongement se croise avec celui de la cellule du crochet voisin. D'autre part, on aperçoit souvent une toute petite cellule filamenteuse (fig. 5, 4), qui réunit les terminaisons des crochets médians. Les crochets latéraux sont pourvus d'un appareil musculaire encore plus compliqué. Le crochet extrême est muni d'une cellule, dont le prolongement s'attache au bras et s'étend tout le long de l'axe du corps (fig. 5, 5). La deuxième cellule (fig. 5, 6) est très allongée, courbée en arc et se dirige transversalement, pour s'unir à la base du crochet correspondant de l'autre côté. Une cellule analogue (fig. 5, 7) unit les crochets latéraux paramédians et est placée parallèlement à la première, quelquefois tout près d'elle. Aux bras des crochets latéraux paramédians, sont attachés 3 muscles dont l'un est très court (fig. 5, 8) et se dirige vers l'extérieur,

plus fréquentes. En général, on pouvait établir d'après la position des crochets, quels étaient ceux qui avaient subi la réduction et quels étaient ceux qui étaient surnuméraires. Si les crochets étaient au nombre de 7, c'était le crochet médian, placé symétriquement entre les normaux, qui était surnuméraire le plus souvent. Il était quelque fois légèrement déformé. Une autre fois, c'était le crochet latéral, plus petit et soudé (fig. 6, 1) par son extrémité avec le crochet

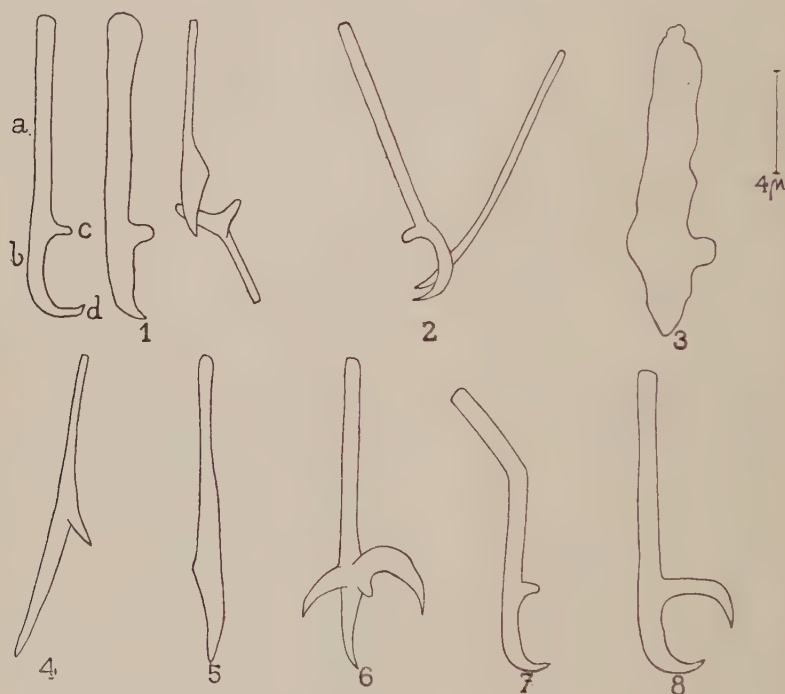


FIG. 6. — Crochets anormaux de l'oncosphère de *T. nodulosus*.
a, manche ; b, partie terminale ; c, bras ; d, pointe.

extrême. Dans un autre cas, le crochet surnuméraire se soudait avec le crochet latéral paramédian, de taille normale, mais privé de bras (fig. 6, 2). Si les crochets étaient au nombre de 4, c'était la paire médiane qui semblait manquer le plus souvent. Une seule fois, c'était la paire des crochets latéraux qui faisait défaut. Dans les oncosphères à 5 crochets, on constatait le plus souvent l'absence du crochet médian, plus rarement du crochet latéral. Les autres étaient normaux. À côté de ces anomalies assez fréquentes, j'ai pu en observer quelques autres, mais beaucoup plus rares. Ainsi, par exemple, une larve présentait 8 crochets, disposés par paires, dont une était un

Tableau relatif à la composition cellulaire du corps de l'oncosphère ainsi qu'à la coloration des cellules par les différents colorants

CARACTÈRES DES CELLULES	DIMENSIONS DE LA CELLULE C ET DU NOYAU N	HÉMATOXYLINE FERRIQUE	HÉMATOXYLINE DE DELAFIELD	VERT DE MÉTHYLE-PYRONINE	MALLORY
Cellules germinatives.....	C = 6,4 — 12 μ N = 3,4 — 5 μ	Plasma rosé foncé ou rouge; noyau plus clair; nu- cléole noir.	Plasma violet; noyau plus clair; nucléole rou- geâtre.	Plasma rouge; noyau brun-rou- geâtre clair.	Plasma bleu; noyau brun-rou- geâtre; nucléole rouge.
Cellules germinativo-somatiques...	C = 7,5 — 11 μ N = 5,3 — 6,5 μ	Plasma incolore; noyau rose poin- tillé à bordure sombre; nucléo- le entouré d'une zone plus claire.	Plasma incolore; noyau violet; nu- cléoles rouges à zone plus claire.	Plasma incolore; noyau à bordure à peine colo- rée; nucléole lé- gèrement colo- ré en rouge.	Plasma incolore; bordure du noyau bleue; noyau rouge; nu- cléoles rouges à zone plus claire.
Cellules somatiques	C = 5 — 6 μ N = 2,5 — 3,5 μ	Plasma incolore; noyau foncé.	Plasma incolore; noyau violet foncé.	Plasma incolore; noyau ver.	Plasma incolore; noyau rouge- jaune.
Cellules λ	C = 6 — 7 μ N = 3,5 — 4,5 μ	Plasma légère- ment coloré en rose; noyau plus foncé.	Plasma incolore; noyau violet clair.	Plasma incolore; noyau brun-rou- geâtre.	Plasma incolore; noyau bleu.

plus fréquentes. En général, on pouvait établir d'après la position des crochets, quels étaient ceux qui avaient subi la réduction et quels étaient ceux qui étaient surnuméraires. Si les crochets étaient au nombre de 7, c'était le crochet médian, placé symétriquement entre les normaux, qui était surnuméraire le plus souvent. Il était quelque fois légèrement déformé. Une autre fois, c'était le crochet latéral, plus petit et soudé (fig. 6, 1) par son extrémité avec le crochet

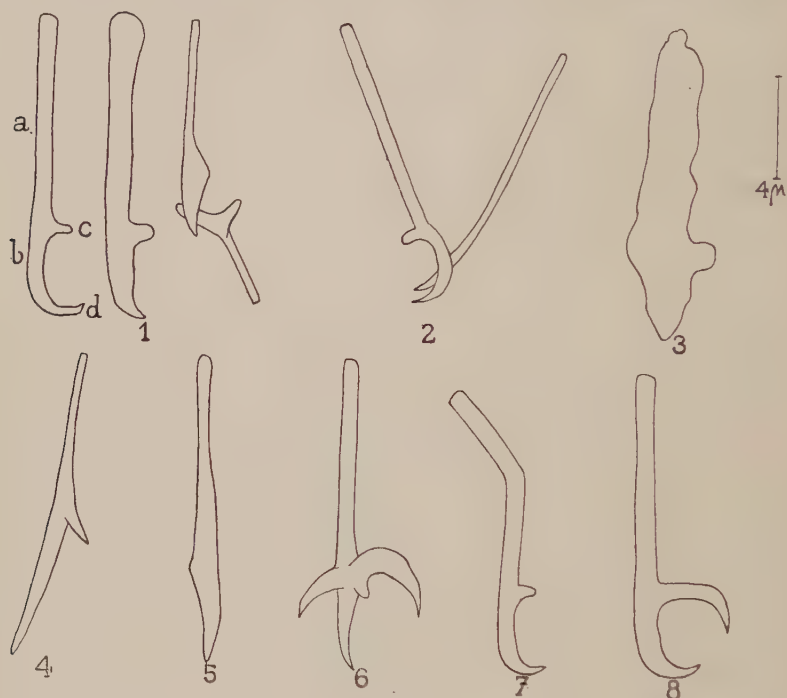


FIG. 6. — Crochets anormaux de l'oncephère de *T. nodulosus*.
a, manche ; b, partie terminale ; c, bras ; d, pointe.

extrême. Dans un autre cas, le crochet surnuméraire se soudait avec le crochet latéral paramédian, de taille normale, mais privé de bras (fig. 6, 2). Si les crochets étaient au nombre de 4, c'était la paire médiane qui semblait manquer le plus souvent. Une seule fois, c'était la paire des crochets latéraux qui faisait défaut. Dans les oncephères à 5 crochets, on constatait le plus souvent l'absence du crochet médian, plus rarement du crochet latéral. Les autres étaient normaux. A côté de ces anomalies assez fréquentes, j'ai pu en observer quelques autres, mais beaucoup plus rares. Ainsi, par exemple, une larve présentait 8 crochets, disposés par paires, dont une était un

Tableau relatif à la composition cellulaire du corps de l'oncosphère ainsi qu'à la coloration des cellules
par les différents colorants

CARACTÈRES DES CELLULES	DIMENSIONS DE LA CELLULE C ET DU NOYAU N	HÉMATOXILINE FERRIQUE	HÉMATOXILINE DE DELAFIELD	VERT DE MÉTHYLE-PYRONINE	MALLORY
Cellules germinatives.....	C = 6,4 — 12 μ N = 3,4 — 5 μ	Plasma rosé foncé ou rouge; noyau plus clair; nu- cléole noir.	Plasma violet; noyau plus clair; nucléole rou- geâtre.	Plasma rouge; noyau brun-rou- geâtre clair.	Plasma bleu; noyau brun-rou- geâtre; nucléole rouge.
Cellules germinativo-somatiques...	C = 7,5 — 11 μ N = 5,3 — 6,5 μ	Plasma incolore; noyau rose poin- tillé à bordure sombre; nucléo- le entouré d'une zone plus claire.	Plasma incolore; noyau violet; nu- cléoles rouges à zone plus claire.	Plasma incolore; noyau à bordure à peine colo- rée; nucléole lé- gèrement colo- ré en rouge.	Plasma incolore; bordure du noyau bleue; noyau rouge; nu- cléoles rouges à zone plus claire.
Cellules somatiques	C = 5 — 6 μ N = 2,5 — 3,5 μ	Plasma incolore; noyau foncé.	Plasma incolore; noyau violet foncé.	Plasma incolore; noyau ver.	Plasma incolore; noyau rouge- jaune.
Cellules λ.....	C = 6 — 7 μ N = 3,5 — 4,5 μ	Plasma légère- ment coloré en rose; noyau plus foncé.	Plasma incolore; noyau violet clair.	Plasma incolore; noyau brun-rou- geâtre.	Plasma incolore; noyau bleu.

peu plus petite. La base de ces crochets était plus courte, tandis que la partie terminale était normale. D'autre part, j'ai vu une oncosphère de taille normale à 12 crochets bien développés, disposés par paires. Une oncosphère enfin présentait 3 crochets, dont une paire était placée latéralement, tandis que le crochet médian était grand et déformé (fig. 6, 3).

Les crochets présentaient parfois une forme anormale, même si leur nombre était normal.

Il résulte de l'examen des dessins (fig. 6) que la déformation des crochets consistait en augmentation de leur volume et en altération de leur forme (fig. 6, 3), en soudure (fig. 6, 1), en extrême allongement de la pointe, accompagné de sa déformation (fig. 6, 4), en réduction du bras et de la pointe (fig. 6, 5). Une seule fois, j'ai observé le crochet latéral, faisant partie d'une garniture normale, dont la pointe était déformée, qui était pourvu de 3 bras disposés comme dans le crochet de *T. nodulosus* adulte (fig. 6, 6). Enfin, j'ai vu des crochets à la base arquée (fig. 6, 7) et aux bras démesurément développés (fig. 6, 8).

Qu'il me soit permis, en terminant, de rendre hommage à la mémoire du regretté professeur C. Janicki, directeur de l'Institut Zoologique de l'Université de Varsovie, qui m'avait donné l'idée de cette étude et s'est intéressé avec tant de bienveillance à mes recherches. J'exprime aussi mes très sincères remerciements au Dr J. Ruskowski et au Dr J. Jarocki pour les précieux conseils qu'ils n'ont cessé de me prodiguer.

BIBLIOGRAPHIE

- JANICKI (C.). — Neue Studien über postembryonale Entwicklung und Wirtswechsel bei Bothriocephalen. 1. *Trienophorus nodulosus* (Pall). *Corr. Blatt f. Schweiz. Ärzte*, 1918.
- LI (H. C.). — The Life Histories of *Diphyllbothrium decipiens* and *D. erinacei*. *Amer. J. Hyg.*, X, 1929.
- MICHAJLOW (W.). — *Trienophorus crassus* Forel (*T. robustus* Olsson) et son développement. *Ann. de Parasit.*, X, 1932, p. 257-270.
- ROSEN (F.). — Recherches sur le développement des Cestodes. 1. Le cycle évolutif des Bothriocéphales. *Bull. Soc. neuchât. sc. nat.*, XLIII, 1918.
- SCHEURING (L.). — Beobachtungen zur Biologie des Genus *Trienophorus* und Betrachtungen über des Jahreszeitliche Auftreten von Bandwürmern. *Ztsch. f. Parasitenkunde*, II, 1928.
- VOGEL (H.). — Studien zur Entwicklung von *Diphyllbothrium*. I. Die Wimperlarve von *Diphyllbothrium latum*. *Ztschr. f. Parasitenkunde*, II, 1929.
- WISNIEWSKI (L. W.). — Das Genus *Archigetes* R. Leuck. Eine Studie zur Anatomie, Histogenese, Systematik und Biologie. *Mem. Acad. Pol. des Sc.*, S. B., 1930.

Laboratoire de Zoologie de l'Université de Varsovie.

**KUTASSICAULUS N. G., NOUVEAU REPRÉSENTANT
DES NÉMATODES DE LA SOUS-FAMILLE
DES *Dictyocaulinæ* SKRJABIN 1933**

Par **K. I. SKRJABIN**

Dans un récent travail (1933), j'ai tenté un remaniement de la systématique des *Metastrongylidæ*, nématodes parasites des systèmes respiratoire et circulatoire des mammifères. Dans ce travail, j'avais divisé la famille des *Metastrongylidæ* Leiper 1908 en quatre sous-familles pour la détermination desquelles j'avais dressé le tableau suivant :

- A. Côte dorsale de la bourse copulatrice double.
 - 1. Côtes dorsales bien développées, indépendantes ou bien fusionnées à leur extrémité distale et gardant leur indépendance seulement dans leur partie proximale. Spicules comparativement courts, présentant des appendices à leur extrémité distale *Dictyocaulinæ* Skrjabin 1933.
 - 2. Côtes dorsales rudimentaires ayant la forme de deux appendices simples. Spicules très longs, pas d'appendices terminés en fins crochets *Metastrongylinæ* Leiper 1908.
- B. Côte dorsale de la bourse copulatrice unique avec tendance à se fendre à l'extrémité distale.
 - 1. Spicules comparativement courts, présentant à leur extrémité distale un appendice dorsal *Crenosomatinae* Skrjabin 1933.
 - 2. Spicules comparativement longs, sans appendice dorsal à l'extrémité distale *Synthetocaulinæ* Skrjabin 1933.

Dans le présent mémoire, je donne la caractéristique d'un genre nouveau, *Kutassicaulus* n. g. et j'en décris l'espèce-type : *K. andreevowi* n. sp., se rapportant à la sous-famille des *Dictyocaulinæ*.

Au cours des travaux de la 60^e expédition helminthologique à l'extrême orient de l'U.R.S.S., dans la ville de Nikolaevsk, il a été procédé à l'examen helminthologique complet (méthode Skrjabin) d'un phoque, *Phoca hispida*, capturé au sud de la mer d'Okhotsk, dans une des îles du détroit de Tartare, au nord de l'embouchure de l'Amour.

L'examen du foie, par le procédé d'écrasement avec décantations subséquentes, a révélé la présence, dans les vaisseaux de cet organe, de nématodes de la famille des *Metastrongylidæ*. L'étude de ces vers a montré que la structure des spicules et de la bourse copulatrice les rapprochait sensiblement des représentants du genre *Dictyocaulus*, mais qu'ils s'en éloignaient par le caractère des côtes dorsales de la bourse, ce qui justifiait la création d'un nouveau genre de la sous-famille des *Dictyocaulinæ*, auquel j'ai donné le nom de *Kutassicaulus*, en l'honneur de l'artiste distingué A.-J. Kutass, qui prête depuis dix ans son concours à l'Institut d'helminthologie. Je nomme l'espèce *K. andreewoi*, en hommage et en signe de mon profond respect et de ma reconnaissance envers N.-K. Andreewa qui, avec A.-J. Kutass, a créé des centaines de précieux dessins originaux d'une haute valeur artistique et d'une précision parfaite au point de vue helminthologique.

Après une étude minutieuse des exemplaires de *Kutassicaulus* provenant du *Phoca hispida* de l'Extrême-Orient, j'ai pu les comparer à ceux qui se trouvaient dans ma collection et qui avaient aussi été recueillis dans les poumons d'un phoque, *Phoca fætida*, au cours de la 6^e expédition helminthologique, dirigée par I.-M. Issaïtschikoff en 1931. La confrontation de ces vers a révélé que les exemplaires du phoque de la Mer Blanche, de même que ceux du phoque de la Mer d'Okhotsk, appartenaient à la même espèce.

Kutassicaulus andreewoi n. g. n. sp.

Hôtes. — *Phoca hispida* (Mer d'Okhotsk) et *Phoca fætida* (Mer Blanche).

Localisation. — Lumière des petites bronches et vaisseaux sanguins du foie.

Description. — Nous n'avons eu, entre nos mains, que des exemplaires mâles.

Vers blancs, filiformes, longs de 49 à 55 mm. Largeur du corps au niveau de l'anneau nerveux, 420 μ ; au niveau de la jonction de l'œsophage et de l'intestin, 680 μ ; en avant de la bourse caudale, 275 μ . La largeur maxima du corps est de 700 μ . Extrémité céphalique obtuse et munie d'une capsule buccale réduite et plate, présentant sa largeur maxima dans sa partie médiane. Il existe 4 papilles submédianes ; on n'a pas pu constater de papilles latérales. L'anneau nerveux est situé à 440 μ de l'extrémité céphalique. Les papilles cervicales, disposées symétriquement, sont situées derrière l'anneau nerveux et sont distantes de 625 μ de l'extrémité

céphalique. Longueur totale de l'œsophage, 1 mm., 2 à 1 mm., 25. Œsophage cylindrique de largeur égale (165 μ) sur tout son trajet. L'intestin débute par un renflement. Bourse caudale sans division accusée en lobes ; déployée, elle est à peu près arrondie. Côtes ventrales divisées vers le milieu de leur longueur et considérablement éloignées des autres côtes. Côte externo-latérale à début indépendant et restant isolée des autres côtes latérales ; côtes médio et postéro-



FIG. 1. — *Kutassicaulus andreewoi*.
Extrémité céphalique.

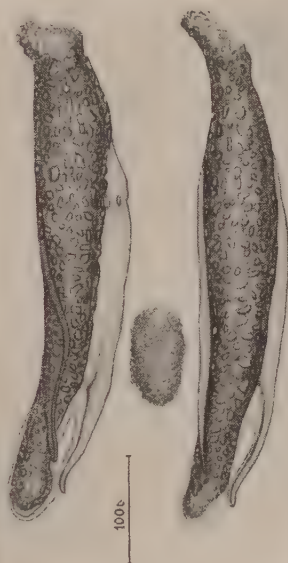


FIG. 2. — *Kutassicaulus andreewoi*.
Spicules et gubernaculum.

latérales naissant d'un tronc commun et divisées au milieu de leur trajet. Côte externo-dorsale complètement isolée des côtes dorsales. Deux côtes dorsales séparées à leur naissance en deux troncs qui se rapprochent petit à petit et, se fusionnant sur la ligne médiane du corps par leurs extrémités distales, forment en définitive un sommet unique.

Spicules typiques du genre *Dictyocaulus*, à corps spongieux muni de deux ailes hyalines partant de la limite de son quart antérieur et longeant le corps du spicule pour former dans le quart postérieur de sa longueur deux appendices indépendants réunis à l'organe par une

fine membrane. Le corps du spicule se termine par un appendice obtus digitiforme. Le spicule se présente donc comme un tube creux dont les parois consistent en nombreuses cloisons sinueuses et entrecroisées, d'où la structure poreuse de cet élément. La longueur des spicules varie entre 470μ chez les exemplaires provenant de *Phoca*

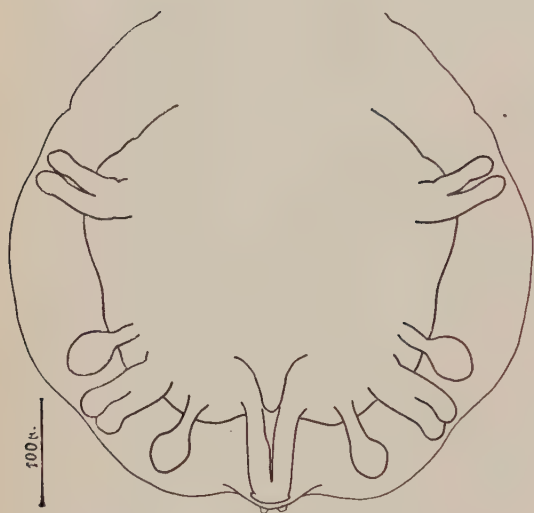


FIG. 3. — *Kutassicaulus andreewoi*.
Bourse caudale, vue ventrale.



FIG. 4. — *Kutassicaulus andreewoi*.
Bourse caudale avec spicules
et gubernaculum, vue latérale.

hispida et 510μ chez ceux qui proviennent de *Phoca fætida*. Pièce accessoire ovale, couverte de proliférations verruqueuses, longue de 100μ chez les exemplaires provenant de *Phoca hispida* et de 130μ chez ceux qui ont été trouvés chez *Phoca fætida*.

A mon grand regret, je n'ai pas eu entre les mains d'exemplaires femelles de cette espèce.

Pour conclure, je donne ci-dessous la diagnose de la sous-famille des *Dictyocaulinae* Skrjabin 1933 et celle du genre *Kutassicaulus* Skrjabin 1933.

Diagnose de la sous-famille des Dictyocaulinæ Skrjabin 1933

Metastrongylidæ Leiper 1908 avec des spicules comparativement écourtés, à structure ordinairement poreuse ; l'extrémité distale des spicules, à l'exception de son tronc digitiforme axial, est munie d'un ou de deux appendices formés par les ailes des spicules. Pièce accessoire présente. Bourse copulatrice caractérisée par la structure suivante : côtes ventrales doubles, fendues sur un espace plus ou moins long de leur trajet ; côtes externo-latérales débutant indépendamment des côtes latérales ; côtes médio et postéro-latérales ou bien fusionnées dès leur base et divisées ensuite sur une étendue plus ou moins grande, ou bien fusionnées jusqu'au sommet, formant une côte monolithe ; côtes externo-dorsales toujours indépendantes des dorsales ; côtes dorsales doubles, ou bien indépendantes l'une de l'autre sur tout leur trajet, ou bien naissant en troncs séparés qui se fusionnent dans leurs parties distales sur la ligne médiane.

Parasites des systèmes respiratoire et circulatoire des mammifères.

Genre type : *Dictyocaulus* Railliet et Henry 1907 ; autre genre : *Kutassicaulus* Skrjabin 1933.

Tableau synoptique des genres de la sous-famille des Dictyocaulinæ

1. Côtes dorsales gardant leur indépendance sur toute leur longueur, extrémité distale bifide ou trifide *Dictyocaulus* Railliet et Henry 1907.
2. Côtes dorsales débutant en troncs indépendants et se réunissant sur la ligne médiane dans leurs parties distales pour former un tronc commun *Kutassicaulus* Skrjabin 1933.

Diagnose du genre *Kutassicaulus* n. g.

Dictyocaulinæ dont la bouche est munie d'une capsule buccale réduite et entourée de quatre papilles submédianes. Papilles postcervicales nettement apparentes. Formule de la bourse typique des *Dictyocaulinæ* avec les côtes médio et postéro-latérales fendues au sommet et jusqu'au milieu de leur longueur. Côtes dorsales naissant en troncs indépendants et se fusionnant par leurs extrémités distales. Spicules à structure spongieuse se terminant par trois appendices. Pièce accessoire délicate, poreuse.

Parasites des systèmes respiratoire et circulatoire des pinnipèdes.

Espèce type, actuellement unique : *K. andreewoi* Skrjabin 1933.

CAPILLARIA POLONICA N. SP. PARASITE
DE LA VESSIE URINAIRE DE *MUS NORVEGICUS* ERXL

Par J. LUKASIAK et M. STRANKOWSKI

Au cours de nos recherches sur la présence de parasites dans la vessie urinaire des mammifères, nous avons trouvé, dans la vessie urinaire de *Mus norvegicus*, des nématodes appartenant au genre *Capillaria*, pour lesquels, en raison de leurs caractères anatomiques particuliers, nous avons été obligés de créer une espèce nouvelle : *Capillaria polonica* n. sp. Nous avons examiné, en plus des *Mus norvegicus*, des rats blancs, *Mus (Epimys) rattus*, et nous n'en avons trouvé aucun d'infecté par le parasite en question. Sur 18 spécimens de rats blancs, 7 étaient porteurs d'autres nématodes, notamment de *Trichosomoides crassicauda* Bell. Nous avons examiné quatre exemplaires de *Mus norvegicus*, dont un seul était infecté par *Capillaria polonica* et un autre par *Trichosomoides crassicauda*.

Les parasites de la vessie ont été récoltés de la façon suivante : après avoir incisé longitudinalement cet organe, on raclait soigneusement sa paroi et on transportait les raclures ainsi obtenues sur une lame qu'on recouvrait d'une lamelle de grand format. On procédait alors à l'examen à la loupe ou au microscope. Nous avons pu ainsi découvrir non seulement les vers parasites, mais aussi leurs œufs.

D'après les données bibliographiques, la vessie urinaire des mammifères contient 7 espèces du genre *Capillaria*, y compris la forme qui fait l'objet de cette note. Nous les énumérons avec les hôtes de chacune d'elles.

- | | |
|---|--|
| 1. <i>Capillaria schmidtii</i> Linstow 1874. | <i>Mus norvegicus</i> , <i>Mus (Epimys) rattus</i> . |
| 2. <i>Capillaria papillosa</i> Polonio 1860. | <i>Mus norvegicus</i> , <i>Epimys rattus</i> , |
| 3. <i>Capillaria polonica</i> n. sp. | <i>Mus norvegicus</i> . |
| 4. <i>Capillaria plica</i> Rud. | <i>Canis familiaris</i> , <i>C. lupus</i> , <i>C. vulpes</i> . |
| 5. <i>Capillaria feliscati</i> Bell. | <i>Felis domestica</i> , <i>F. catus</i> . |
| 6. <i>Capillaria mucronatum</i> Molin. | <i>Mustela foina</i> |
| 7. <i>Capillaria linstowi</i> Travassos 1914. | <i>Talpa europea</i> , <i>Crocidura aranea</i> . |

On voit donc que la vessie de *Mus norvegicus* contient trois espèces du genre *Capillaria* : *C. schmidtii*, *C. papillosa* et *C. polonica* n. sp.

Espèces	Capillaria polonica N. sp.	Capillaria annulosa Duj., 1845 HALL, 1916	Capillaria papillosa POLONIO 1860
1. Longueur partie antérieure. Largeur } région vulvaire... } partie postérieure	13mm, 16 à 13mm, 35 7 μ , 2 à 7 μ , 4 43 à 54 μ 68 à 70 μ	21mm 580 μ	15mm
2. Œsophage.....	3mm, 54 à 4mm, 2 de long	Environ 1/4 de la longueur totale du corps, d'après Dujardin.	
3. Distance de la partie antérieure du corps à la vulve.....	3mm, 73 à 4mm, 4	4mm	Vulve dans la partie ant. du corps
4. Caractères de la vulve..	Les deux lèvres un peu saillantes, l'antérieure plissée.	Les lèvres saillantes, sans plissements	
5. Anus.....	Position terminale sans d'autres particularités	Position subterminale	4 papilles près de l'orifice anal
6. Existence des bandes longitudinales.....	Bandes longitudinales ventrale et dorsale	Pas de bandes longitudinales	
7. Mâle.....	Inconnu	Connu	Inconnu
8. Structure de la cuticule.	Cuticule lisse	Cuticule striée	
9. Dimension des œufs...	53 $\times$ 27 μ	57 $\times$ 51 μ	
10. Hôte.....	<i>Mus norvegicus</i>	<i>Mus norvegicus</i> <i>Epimys rattus</i>	<i>Epimys rattus</i> <i>Mus norvegicus</i>
11. Organe infecté.....	Vessie urinaire	Intestin et duodénum	Vessie urinaire

D'après les travaux de Yorke et Maplestone, le genre *Capillaria* Zeder 1800, contient plus de 106 espèces connues, parasites principalement de l'intestin de différents animaux. On peut en déduire que les mammifères constituent un très petit nombre d'hôtes, ce qui est dû, entre autres, à l'examen insuffisant de la vessie urinaire de ces animaux.

Hall (1916) suppose que *Capillaria schmidtii* et *Capillaria papillosa* ne forment qu'une seule et même espèce. *C. papillosa* a été décrite par Polonio (1860) en Italie, d'après une femelle, tandis que *C. schmidtii* a été trouvée par von Linstow en Allemagne (1874) et décrite d'après un mâle.

Nous n'avons trouvé dans la vessie de *Mus norvegicus* que des femelles de *Capillaria polonica*, en tout cinq exemplaires. D'autre part, le mucus de la vessie contenait un grand nombre d'œufs non segmentés, expulsés par ces femelles. Nous n'avons pu découvrir de mâles, ce qui explique pourquoi les œufs n'étaient pas segmentés.

Nous donnons ci-joint un tableau, où sont résumés les principaux caractères de *Capillaria polonica*, comparés à ceux de *C. annulosa* et de *C. papillosa*.

Description de la femelle de *Capillaria polonica* n. sp. (fig. 1)

La longueur des femelles variait de 13 à 14 mm. ; la plus forte épaisseur de la partie postérieure du corps était de 70 μ . L'aspect général est filiforme, très atténué en avant, s'élargissant progressivement vers l'arrière. La couleur du corps est jaunâtre ; la cuticule est lisse. La surface du corps présente deux bandes longitudinales, qui ne sont cependant pas uniformément distinctes dans toute leur longueur, par suite de leur faible ponctuation. On distingue la bande longitudinale ventrale, plus large, de 12 μ environ, et la bande dorsale plus étroite, de 5 μ , 7. La largeur de ces bandes a été mesurée dans la région de la vulve.

On peut diviser le corps de *Capillaria polonica* en deux parties inégales : 1° la partie antérieure œsophagienne qui occupe environ un tiers de la longueur totale du ver ; 2° la partie intestinale, presque deux fois plus longue, et considérablement plus épaisse que la précédente.

Tube digestif. — Le tube digestif commence dans la partie antérieure, dont l'épaisseur est de 11 μ , 7 par l'orifice buccal, qui se continue par un œsophage allongé et musculeux. Celui-ci occupe environ un tiers de la largeur totale du corps et est formé dans presque toute sa longueur, à l'exception de la partie antérieure, d'anneaux

caractéristiques, nommés par Eberth, dans d'autres espèces, des corpuscules cellulaires. Beaucoup de ces corpuscules contiennent des noyaux bien distincts. La largeur des anneaux varie de $9\ \mu$, 6 à $16\ \mu$, 7. Le nombre des corpuscules est considérable. Sur toute la longueur de l'œsophage, on trouve 6 corps cellulaires typiques qui

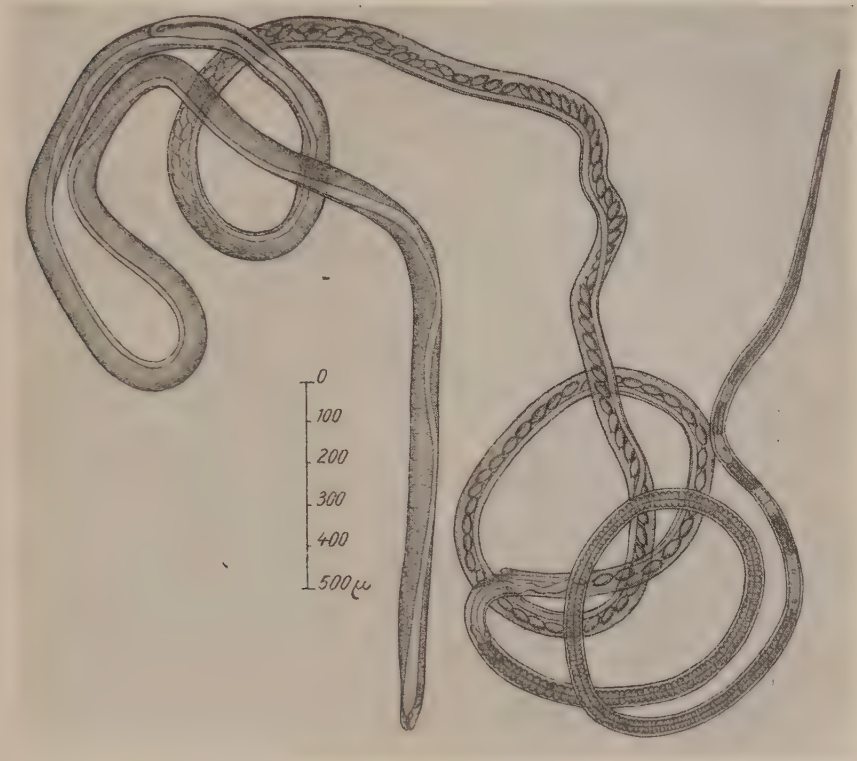


FIG. 1. — *Capillaria polonica* n. sp., femelle.

se distinguent par leur taille et leur coloration plus claire, dont trois présentent des noyaux et des nucléoles bien apparents. La signification de ces cellules n'est pas connue.

A l'œsophage fait suite l'intestin qui est tout d'abord assez large, mais qui se rétrécit considérablement dans la région de la vulve et se présente sous la forme d'une bande obscure s'insinuant entre les organes de reproduction. L'intestin s'élargit fortement dans la partie terminale du ver et un rectum étroit aboutit à l'anus terminal, dépourvu d'autres organes accessoires. Là où se termine l'œso-

phage et où commence l'intestin, on trouve deux cellules typiques (fig. 1) dénommées par Kowalewski : cellules hépatiques.

Appareil génital. — La vulve (fig. 2) se trouve éloignée d'environ $190\ \mu$ de la partie terminale de l'œsophage ; autrement dit, elle est

plus éloignée de la partie antérieure du corps que le commencement de l'intestin. Elle est munie de deux lèvres dont l'antérieure fait saillie dehors. Cette lèvre est caractérisée par un plissement composé de quelques plis qui diminuent à mesure qu'ils s'éloignent de l'orifice vulvaire. Un long vagin fait suite à la vulve. On y trouve, à une distance de $155\ \mu$ de la vulve, les premiers

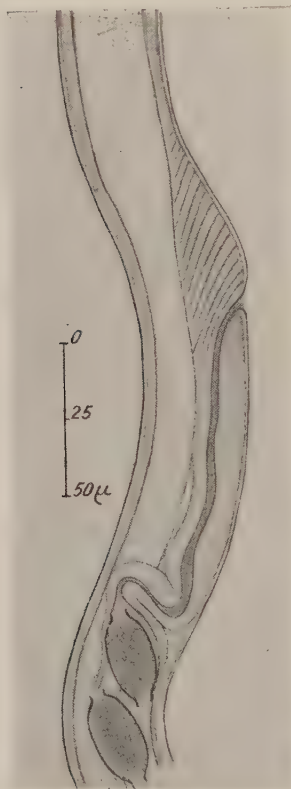


FIG. 2. — *Capillaria polonica* n. sp., région. de la vulve.

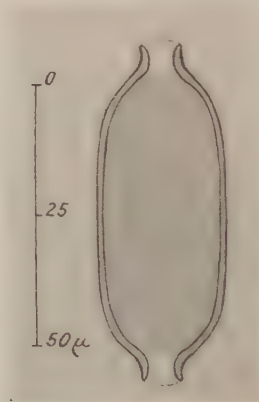


FIG. 3. — Œuf de *Capillaria polonica* n. sp.

œufs. Ces œufs sont tout d'abord disposés isolément et obliquement ; plus loin, ils forment deux files et finalement, leur distribution devient tout à fait irrégulière. Dans les parties suivantes de l'appareil génital, les œufs forment des agglomérations ; ils n'ont pas atteint leur maturité et la plupart d'entre eux sont encore dépourvus de coque.

La structure des œufs de *Capillaria polonica* (fig. 3) est celle des œufs de tous les vers de ce genre. L'œuf est entouré d'une coque

lisse, muni à ses deux pôles des opercules caractéristiques qui jouent un certain rôle au moment de la sortie des embryons. Le contenu des œufs non segmentés est composé de protoplasma finement granuleux. Les dimensions des œufs varient de 50 à 53 μ de long sur 27 μ environ de large. L'épaisseur de la coque est de 2 μ , 4 et la hauteur de l'opercule de 8 à 10 μ .

BIBLIOGRAPHIE

- DUJARDIN (F.). — *Histoire naturelle des Helminthes ou vers intestinaux*. Paris, 1845.
- EBERTH (C. J.). — *Untersuchungen über Nematoden*. Leipzig, 1863.
- HALL (M.). — *Nematode parasites of mammals of the orders Rodentia, Logomorpha and Hyracoidea*. Washington, 1916.
- HESSE (B.). — Description of *Capillaria leucisci* n. sp. found in the intestine of *Leuciscus phoxinus* L. *Jl. of Helminthology*, I, 1923, p. 65-70.
- KOWALEWSKI (M.). — Studja helmintologiczne VI. O czterech gatunkach rodz *Trichosoma* Rud. *Polska Akad. Umiej.* Krakow, 1901.
- LINSTOW (O. von). — *Compendium der Helminthologie*. Hannover, 1878.
- POLONIO (A.). — Novae helminthum species. *Lotos, Prag*, X, 1860, p. 21-23.
- RAUTHER (M.). — *Handbuch der Zoologie. Vermes. Nematodes*. Berlin u. Leipzig, VIII Lief., 1930.
- RAILLIET. — *Traité de zoologie médicale et agricole*. Paris, 1895.
- STOSSICH (M.). — *Il genere Trichosoma Rud.* Lavoro monographico. Trieste, 1890.
- SHIFLEY (M. A.). — The thread-worms (Nematoda) of the red grouse (*Lagopus scoticus*). *Proc. zool. Soc. London*, 1909.
- TRAVASSOS (L.). — Contribuções para o conhecimento da fauna helmintologica brasileira. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, VII, 1915, p. 146.
- YORK (W.) et MAPLESTONE (P.). — *The nematode parasites of vertebrates*. London, 1926.
- ZAKAROW (N.). — Nematoden der Harnblase von Carnivoren Haustieren. *Izwestia Donsk. weter. Inst.*, II, 1920.

Laboratoire de Zoologie de l'Université de Varsovie.

REVUES CRITIQUES

LES ARTHROPODES HÔTES INTERMÉDIAIRES DES HELMINTHES PARASITES DE L'HOMME

Par M. NEVEU-LEMAIRE

(Suite et fin)

ORDRE : DIPTERA

Les pièces buccales sont disposées pour sucer et pour piquer. Les ailes antérieures sont membraneuses ; les postérieures n'existent pas ou plutôt sont transformées en balanciers ou haltères. Le prothorax est soudé. Les métamorphoses sont complètes.

Cet ordre se subdivise en deux sous-ordres : les *Brachycera* et les *Nematocera*.

SOUS-ORDRE : BRACHYCERA

Les brachycères sont des diptères à corps ramassé, à antennes courtes formées seulement de 3 articles, à ailes larges, à pattes courtes et trapues. Les larves vivent habituellement sur des milieux solides.

On les divise en *Cyclorhaphes*, chez lesquels l'insecte parfait sort de la dépouille nymphale par une ouverture circulaire et présente une ampoule frontale, et en *Orthorhaphes*, chez lesquels l'insecte parfait sort de la dépouille nymphale par une ouverture en T et est dépourvu d'ampoule frontale. C'est parmi ces derniers que se place la seule famille qui nous intéresse, celle des *Tabanidæ*.

FAMILLE : TABANIDÆ

Ce sont des insectes de grande taille, à tête large pourvue d'une trompe puissante. Les ocelles sont présents ou absents ; le troisième article de l'antenne est annelé et dépourvu de style. Les larves et les pupes sont aquatiques ou terrestres. Nous aurons à mentionner deux sous-familles : les *Tabaninæ* et les *Pangoninæ*.

SOUS-FAMILLE : TABANINÆ

Il n'y a pas d'ocelles ; le tibia postérieur est dépourvu d'éperons. Deux genres sont à signaler, les genres *Hæmatopota* et *Hippocentrum*.

Genre *Hæmatopota* Meigen 1803

Le premier article des antennes est épaissi chez le mâle, long et mince chez la femelle. Le dernier article a trois anneaux seulement.

***Hæmatopota cordigera* Bigot**

Cette espèce habite l'Afrique occidentale. Leiper, en 1914, a obtenu chez elle le développement des larves de *Loa loa*, filaire parasite du tissu sous-cutané de l'homme, dont les embryons se trouvent dans le sang périphérique pendant le jour. Mais le développement de ces larves s'est montré lent et inégal.

Genre *Hippocentrum* Austen 1908

Antennes de la femelle extrêmement minces avec le premier article allongé. Dernier article des palpes de la femelle très grand.

***Hippocentrum trimaculatum* (Newstead)**

Leiper a obtenu, avec ce tabanidé habitant également l'Afrique occidentale, les mêmes résultats incomplets qu'avec l'espèce précédente, en ce qui concerne *L. loa*.

SOUS-FAMILLE : PANGONINÆ

Il existe ordinairement des ocelles ; le tibia postérieur est muni d'éperons. Le seul genre *Chrysops* est à mentionner.

Genre *Chrysops* Meigen 1800

Les deux premiers articles des antennes sont égaux ; le dernier a quatre anneaux. Il y a trois ocelles. Les ailes sont en partie sombres.

***Chrysops dimidiata* van der Wulp 1885**

Cette espèce africaine est mentionnée par Leiper, Low et Connal comme l'un des principaux hôtes intermédiaires vecteurs de *Loa loa*.

Leiper, en 1913, a obtenu le complet développement des larves de

cette filaire chez ce *Chrysops* et Kleine, en 1915, a trouvé 5,3 p. cent de ces insectes infectés dans la nature.

Chrysops silacea Austen 1907

Ce *Chrysops*, également africain, se comporte comme le précédent. Les larves de *L. loa* y effectuent aussi leur complet développement, ainsi que l'a constaté Leiper et, d'après Kleine, la proportion des insectes naturellement infectés est la même que précédemment.

Chrysops longicornis Macquart

Cette espèce africaine est citée par Herms comme hôte vecteur possible des larves de *L. loa*.

Chrysops centurionis Austen

C'est une espèce de l'Afrique centrale. Ringenbach et Guyomarc'h, en 1914, l'accusent d'être un des agents vecteurs de *L. loa*. Seurat la cite comme hôte intermédiaire de *Dipetalonema perstans* (1).

SOUS-ORDRE : NEMATOCERA

Les nématocères sont des diptères à corps généralement allongé, à antennes ordinairement filiformes et formées de 6 à 15 articles, à ailes grandes, à pattes longues et grêles. Les larves ont le plus souvent une tête distincte et sont aquatiques ou terrestres.

Trois familles seulement sont à mentionner : les *Simulidæ*, les *Chironomidæ* et les *Culicidæ*.

FAMILLE : SIMULIDÆ

Le corps est court ; le dos est ovale et bombé, ce qui donne à ces insectes un aspect bossu. La coloration générale est sombre ou

(1) D'autres brachycères, qui ne sont point de véritables hôtes intermédiaires, jouent cependant un rôle dans la dissémination de divers helminthes parasites de l'homme. C'est ainsi que, parmi les *Muscidæ*, la mouche domestique notamment, *Musca domestica*, peut véhiculer les œufs de divers nématodes : d'*Enterobius vermicularis* (Grassi 1883, Shircore 1916), d'*Ascaris lumbricoides* (Nuttall 1889, Shircore 1916), de *Trichuris trichiura* (Shircore 1916) et d'*Ancylostoma duodenale* dans l'Est africain (Shircore 1916). Le même auteur a observé chez cette mouche des œufs de *Tania saginata* et de *Schistosoma mansoni*. Parmi les *Borboridæ*, *Borborus punctipennis* peut, d'après Nicholls (1912), transporter mécaniquement les œufs d'*A. lumbricoides*, de *T. trichiurus* et de *Necator americanus* à Sainte-Lucie.

Ajoutons que C. Pinto et F. da Fonseca, en 1930, ont mentionné divers *Stomoxinæ*, notamment *Neivamyia lutzi* et *Stomoxys calcitrans* comme pouvant véhiculer les œufs de *Dermatobia cyaniventris* au Brésil.

noire, parfois rouge. Les antennes, relativement courtes et robustes, sont formées de 11 articles emboîtés les uns dans les autres. Les ailes sont larges, transparentes et la nervure marginale ne dépasse pas le sommet de l'aile. La trompe est puissante. Un seul genre est à signaler, le genre *Simulium*.

Genre *Simulium* Latreille 1802

Les palpes ont 4 articles. Il n'y a pas d'ocelles. Les femelles sont hématophages. Les larves vivent dans les eaux courantes. Les espèces suivantes appartiennent au sous-genre *Eusimulium*.

Simulium (*Eusimulium*) *damnosum* Theobald 1903

Cette similie habite l'Afrique équatoriale. Au Congo on la désigne sous le nom de *fourou* ; elle est surtout abondante au voisinage des rapides du Nil. Les femelles piquent pendant le jour, surtout par des temps couverts.

Mme Blacklock a montré, en 1926, que cette espèce transmettait au Sierra Leone une filaire de l'homme, *Onchocerca volvulus*, qui, à l'état adulte, vit dans des nodules sous-cutanés et, à l'état larvaire, dans le derme. C'est là que la similie puise les larves qui, après avoir évolué dans l'organisme de l'insecte, s'engagent dans la trompe et sont déposées sur la peau lors de la piqûre de la similie infectée.

Simulium (*Eusimulium*) *avidum* Hoffmann

Cette similie est une espèce américaine qui joue vis-à-vis d'*Onchocerca cæcutiens*, filaire qui se rencontre chez l'homme au Mexique et au Guatemala, le rôle d'hôte intermédiaire vecteur, ainsi que l'a montré R.-P. Strong en 1931.

Simulium (*Eusimulium*) *ochraceum* Walker

Cette espèce, américaine comme la précédente, héberge comme elle les larves d'*O. cæcutiens*, d'après R.-P. Strong.

Simulium (*Eusimulium*) *mooseri* Dampf

R.-P. Strong a également démontré que cette similie est un des hôtes intermédiaires d'*O. cæcutiens* en Amérique centrale.

FAMILLE : CHIRONOMIDÆ

Le corps est grêle, les antennes longues ; les cellules basales de l'aile sont longues ; les ailes sont dépourvues d'écailles ; la nervure costale s'arrête à la pointe ou près de la pointe de l'aile. La trompe est courte. La seule sous-famille qui soit à signaler est celle des *Ceratopogoninæ*.

SOUS-FAMILLE : CERATOPOGONINÆ

Les antennes ont 13 articles ; les palpes ont 4 articles. La trompe est acérée. La cellule basale postérieure de l'aile est ouverte. Les pattes sont généralement robustes. Les femelles sont hématophages. Le seul genre *Culicoides* nous intéresse.

Genre *Culicoides* Latreille 1809

Ces insectes ne mesurent que 1 à 2 mm. ; leur coloration est foncée. Les mâles se distinguent des femelles par leurs antennes plumeuses. La trompe est courte.

Culicoides austeni

Sharp, en 1928, a montré que ce nématocère est l'hôte intermédiaire de *Dipetalonema perstans*, dont les larves évoluent complètement chez cet insecte.

Culicoides grahami Austen 1909

Sharp a observé, en 1927, le complet développement des larves de *D. perstans* chez cette espèce. Austen a constaté, en Nigeria, que l'évolution complète dure six jours et que 3 pour cent de ces *Culicoides* sont infectés dans la nature.

FAMILLE : CULICIDÆ

Les culicidés ou moustiques ont le corps élancé, les antennes longues et grêles, la trompe longue et cornée dirigée en avant. Il n'y a pas d'ocelles. Le thorax est relevé en bosse. Les pattes sont longues et inaptes à la marche. Les ailes, délicates, sont pourvues de 6 nervures longitudinales portant des écailles, qui existent aussi en

différents points du corps. Les femelles sont hémaphogues. Les larves et les nymphes sont aquatiques.

Nous n'aurons à mentionner ici que les deux sous-familles des *Culicinae* et des *Anophelinæ*.

SOUS-FAMILLE : CULICINÆ

Le scutellum est trilobé et le métanotum nu. La trompe est droite. Les palpes maxillaires sont généralement plus longs que la trompe chez le mâle, toujours plus courts que la trompe chez la femelle. Les larves sont pourvues d'un siphon respiratoire. Nous citerons dans cette sous-famille les quatre genres *Culex*, *Aedes*, *Armigeres* et *Mansonia*.

Genre *Culex* Linné 1758

Nous n'aurons à signaler dans ce genre que les sous-genres *Culex* et *Lutzia*.

Culex (*Culex*) *pipiens* Linné 1758

SYNONYMIE : *C. bifurcatus* Linné 1758, *C. trifurcatus* Fabricius 1794, *C. rufus* Meigen 1818, *C. marginalis* Stephens 1825, *C. pallipes* Macquart 1838, *C. agilis* Bigot 1889, *C. phytophagus* Ficalbi 1890, *C. hæmatophagus* Ficalbi 1893, *C. melanorhinus* Giles 1900, *C. nigriritulus* Theobald 1901, *C. zombaensis* Theobald 1901, *C. azoriensis* Theobald 1903, *C. varioannulatus* Theobald 1903, *C. longifurcatus* Becker 1904, *C. quasimodestus* Theobald 1905, *C. osakensis* Theobald 1907, *C. comitatus* Dyar et Knab 1909, *C. quasiquarti* Theobald 1910, etc.

Cette espèce domestique se rencontre dans les régions tempérées de l'hémisphère nord, en Afrique orientale, à Madagascar et en Argentine.

De nombreux auteurs la signalent parmi les hôtes intermédiaires de *Wuchereria bancrofti* ; mais, dans la plupart des cas, elle a été confondue avec une espèce voisine *C. fatigans* dont nous parlerons dans les lignes qui vont suivre.

Toutefois, en Egypte, où *C. fatigans* n'existe pas et où, par contre, se trouve *C. pipiens*, Khalil, Halawani et Hilmy ont observé, en 1932, de 5 à 7 pour cent des *C. pipiens* infectés dans la nature par les larves de *W. bancrofti* ; ces larves se trouvaient dans les muscles thoraciques de l'insecte ; la durée de leur évolution variait suivant la température.

Culex (Culex) pipiens Linné 1758var. **pallens** Coquillett 1898

Cette variété se trouve au Japon, en Chine et en Californie.

S. Yamada, en 1928, a obtenu expérimentalement, chez elle, le développement complet en 15 jours des larves de *W. bancrofti* au Japon.

Culex (Culex) fatigans Wiedemann 1828

SYNONYMIE : *C. acer* Walker 1848, *C. cubensis* Bigot 1856, *C. anxifer* Bigot 1859, *C. autumnalis* Weyenbergh 1882, *C. penafielii* Williston 1887, *C. macleayi* Skuse 1889, *C. doleschalli* Giles 1900, *C. skusii* Giles 1900, *C. fouchowensis* Theobald 1901, *C. quasipipiens* Theobald 1901, *C. reesi* Theobald 1901, *C. sericeus* Theobald 1901, *C. albolineatus* Giles 1902, *C. pervigilans* Theobald 1903, *C. cartroni* Ventrillon 1905, *C. barbarus* Dyar et Knab 1906, *C. christophersi* Theobald 1907, *C. quasilinealis* Theobald 1907, *C. raymondii* Tamaya 1907, *C. stoehri* Theobald 1907, *C. aikenii* Dyar et Knab 1908, *C. minor* Theobald 1908, *C. lachrimans* Dyar et Knab 1909, *C. quinquefasciatus* Dyar et Knab 1909, *C. revocator* Dyar et Knab 1909, *C. goughi* Theobald 1911, *C. scotti* Theobald 1912, *Culicelsa fusca* Taylor 1914, *C. aseyehæ* Dyar et Knab 1915, *C. townsvillensis* Taylor 1919, *C. hensemæon* Dyar 1920, etc.

C'est une espèce domestique très répandue dans toutes les régions tropicales et subtropicales.

Ce moustique est l'hôte intermédiaire le plus important de *W. bancrofti* et c'est lui qui joue le rôle principal dans la dissémination de la filariose de Bancroft. Les auteurs qui ont constaté le développement complet de la filaire sont nombreux. Le premier est Manson (1884) en Chine qui observa l'évolution complète en 7 jours. Bancroft (1900) observa le complet développement en Australie entre 8 et 15 jours, Low (1901) en 11 jours, Vincent (1902) du 16^e au 19^e jour, Lebrede (1905) à Cuba entre 15 et 22 jours. Ashburn et Craig (1907) observèrent aux Philippines l'évolution complète d'une filaire qu'ils nomment *Filaria philippinensis* et qui n'est autre que *W. bancrofti*. M. Erber (1927) considère ce moustique comme l'hôte vecteur normal aux Philippines. Sundar Rao (1930) a obtenu le développement complet de la filaire en 11 jours aux Indes. L'infection naturelle de *C. fatigans* a été observée par Low, à la Barbade, chez 23 p. 100 des moustiques examinés. Aux Indes, Sundar Rao a également constaté l'infection naturelle et V. T. Korke (1928), dans la région de Gaya, a trouvé 15 p. 100 de moustiques infectés dans la

nature. Hoffmann, Marin et Burke (1928) incriminent aussi ce moustique à Porto-Rico et T. H. D. Griffiths (1931) au sud des Etats-Unis.

Les essais d'infestation de ce moustique par les larves de *F. ozzardi* et de *D. perstans*, tentés par Low et d'autres expérimentateurs, ont toujours été négatifs.

Culex (Culex) sitiens Wiedemann 1828

SYNONYMIE : *C. impellens* Walker 1860 (nec Theobald), *C. annulirostris* Theobald 1901 (part. nec Skuse), *C. microannulatus* Theobald 1901, *C. grophodes* Theobald 1903, *C. somaliensis* Neveu-Lemaire 1906, *C. nigricephala* Leicester 1908, *C. ronaldi* d'Emmerez de Charmoy 1908, *C. salus* Theobald 1903, *C. jepsoni* Theobald 1910, *C. saibaii* Taylor 1912, *Culicelsa paludis* Taylor 1913, *Culicada annulata* Taylor 1914.

Ce moustique habite toute la côte des Somalis, Ceylan, les îles Fidji et le Queensland.

Une évolution incomplète des larves de *W. bancrofti* avait été observée par Bancroft en 1898, par James en 1900 et par Leicester en 1908. James, bien que n'ayant pu conserver plus de 12 jours les moustiques infectés en captivité, avait néanmoins pensé que l'évolution de la filaire devait être complète. Cruickshank et Wright, en 1914, considèrent ce culicide comme un des hôtes intermédiaires de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) bitæniorhynchus Giles 1901

SYNONYMIE : *Tæniorhynchus ager* Giles 1901, *C. infula* Theobald 1901, *Grahamia tæniarostris* Theobald 1907, *Oculeomyia sarawaki* Theobald 1907, *Culicelsa abdominalis* Taylor 1913, *C. karatsuensis* Mochizuki 1913.

Cette espèce habite la région orientale, le nord de l'Australie et l'Afrique.

S. Yamada a obtenu expérimentalement chez ce moustique, au Japon en 1928, le développement des larves de *W. bancrofti* jusqu'au deuxième stade seulement.

Culex (Culex) gelidus Theobald 1901

SYNONYMIE : *Leucomyia gelida* Theobald 1907.

Ce moustique habite la région orientale : Ceylan, sud de l'Inde, Malaisie, Philippines.

Leicester a obtenu chez lui un développement incomplet des larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) tritæniorhynchus Giles 1901

SYNONYMIE : *C. annulus* Theobald 1901, *C. sitiens* Theobald 1901 (nec Wiedemann), *C. biroï* Theobald 1905.

C'est une espèce orientale que l'on rencontre aussi en Palestine, en Egypte et en Afrique occidentale.

S. Yamada a obtenu expérimentalement chez ce moustique, en 1928 au Japon, le développement complet des larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) vishnui Theobald 1901

SYNONYMIE : *C. impellens* Theobald 1901 (nec Walker), *C. summosus* Dyar 1920.

C'est un moustique de la région orientale, cité par Sundar Rao, en 1930, comme pouvant héberger les larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) theileri Theobald 1903

SYNONYMIE : *C. creticus* Theobald 1903, *C. pettigrewi* Theobald 1910, *C. ondersteportensis* Theobald 1911, *C. tipuliformis* Edwards 1912 (nec Theobald).

Ce *Culex* habite la région méditerranéenne, l'Afrique orientale et méridionale, ainsi que le nord-ouest de l'Inde.

S. Yamada, en 1928, au Japon, a également obtenu expérimentalement chez cette espèce le développement complet des larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) whitmorei (Giles 1904)

SYNONYMIE : *Tæniorhynchus whitmorei* Giles 1904, *T. argenteus* Ludlow 1905, *C. plegipennis* Theobald 1907, *C. albus* Leicester 1908, *C. loricatus* Leicester 1908.

C'est une espèce de la région orientale.

S. Yamada a aussi obtenu expérimentalement chez ce moustique, au Japon en 1928, l'évolution complète des larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) fuscocephalus Theobald 1907

SYNONYMIE : *C. uniformis* Leicester 1908, *C. taytayensis* Banks 1909, *C. luteola* Theobald 1910, *C. inelegans* Dyar 1920.

C'est aussi une espèce orientale, chez laquelle a été observé un développement partiel des larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) sinensis (Theobald 1910)

SYNONYMIE : *C. gelidus* var. *sinensis* Theobald 1903, *C. sepositus* Leicester 1908, *C. tenax* Leicester 1908, *Leucomyia sinensis* Theobald 1910.

C'est aussi un moustique de la région orientale, chez lequel S. Yamada a obtenu expérimentalement au Japon, en 1928, l'évolution complète des larves de *W. bancrofti*.

Culex (Culex) aurantapex Edwards 1914

SYNONYMIE : *Tæniorhynchus domesticus* Leicester 1908 (nec Germar).

Ce culicide habite l'Est africain, l'Ouganda et la Malaisie.

Leicester, en 1908, n'a obtenu qu'un développement incomplet des larves de *W. bancrofti* chez cette espèce, que Ransom, en 1921, considère comme un des hôtes intermédiaires de cette filaire.

Culex (Lutzia) tigripes Daruty de Grandpré
et d'Emmerez de Charmoy 1900

SYNONYMIE : *Lutzia maculicrura* Theobald 1901.

Cette espèce, qui habite l'Afrique tropicale et Aden, a été infectée expérimentalement par A. Connal, en 1930, en Nigeria, avec les larves de *W. bancrofti*.

Genre Aedes Meigen 1818 (1)

Dans ce genre, nous mentionnerons les sous-genres *Ochlerotatus*, *Finlaya*, *Stegomyia*, *Aedimorphus* et *Aedes*.

(1) Un genre assez voisin, le genre *Psorophora* Robineau-Desvoidy 1927, comprend deux espèces pouvant véhiculer les œufs de *Dermatobia cyaniventris* : ce sont : *P. (Ianthinosoma) lutzi* Theobald 1901 au Brésil, en Guyane anglaise et à Trinidad et *P. (Ianthinosoma) ferox* (Humboldt 1920) (= *posticata*) en Argentine et à Sainte-Lucie.

Aedes (Ochlerotatus) rubrithorax (Macquart 1850)

SYNONYMIE : *Culex rubrithorax* Macquart 1850, *C. procar* Skuse 1889.

Ce moustique se rencontre en Nouvelle-Galles du Sud et au Queensland.

Bancroft, en 1898, a observé les larves de *W. bancrofti* quitter l'estomac de l'insecte, mais il n'a pu suivre leur évolution, ces moustiques étant morts en captivité au bout de trois jours.

Aedes (Ochlerotatus) vigilax (Skuse 1889)

SYNONYMIE : *Culex vigilax* Skuse 1889, *C. marinus* Theobald 1901, *C. annuliferus* Ludlow 1903, *C. ludlowi* Blanchard 1905, *Culicelsa pseudovigilax* Theobald 1907, *Culicelsa uniformis* Strickland 1911.

Cette espèce habite les côtes d'Australie, la Nouvelle Calédonie, la Papuasie, les Philippines, Formose et le Siam.

Bancroft, en 1898, a aussi observé chez ce moustique un commencement de développement des larves de *W. bancrofti*, mais les insectes sont morts, en moins de sept jours, en captivité.

Aedes (Finlaya) japonicus (Theobald 1901)

SYNONYMIE : *Culex japonicus* Theobald 1901, *A. eucleptes* Dyar 1921.

Ce moustique habite le Japon et la Chine orientale ; il est mentionné par M.-C. Hall parmi les hôtes intermédiaires de *W. bancrofti*.

Aedes (Finlaya) japonicus (Theobald 1901)
var. *koreicus* Edwards 1917

Cette variété se rencontre en Corée et est citée par F.-W. Edwards parmi les hôtes intermédiaires de *W. bancrofti*.

Aedes (Finlaya) niveus (Ludlow 1903)

SYNONYMIE : *Stegomyia nivea* Ludlow 1903, *S. pseudonivea* Theobald 1910.

Il habite l'Inde, la Malaisie, les Philippines et le Japon ; dans ce dernier pays, S. Yamada a obtenu expérimentalement, en 1928, un début d'évolution des larves de *W. bancrofti*, qui ne se développent pas au delà du premier stade.

***Aedes* (Finlaya) *togoi* (Theobald 1907)**

SYNONYMIE : *Culicelsa togoi* Theobald 1907.

Cette espèce se trouve au Japon, en Chine et en Sibérie orientale. S. Yamada y a observé au Japon l'évolution complète des larves de *W. bancrofti*.

***Aedes* (Stegomyia) *ægypti* (Linné 1762)**

SYNONYMIE : *Culex ægypti* Linné 1762, *C. argenteus* Poiret 1787, *C. fasciatus* Fabricius 1805, *C. calopus* Meigen 1818, *C. frater* Robineau-Desvoidy 1827, *C. mosquito* Robineau-Desvoidy 1927, *C. tæniatus* Wiedemann 1828, *C. kounoupi* Brullé 1836, *C. toxorhynchus* Macquart 1838, *C. annulitarsis* Macquart 1839, *C. excitans* Walker 1848, *C. formosus* Walker 1848, *C. inexorabilis* Walker 1848, *C. viridifrons* Walker 1848, *C. exagitans* Walker 1856, *C. insatiabilis* Bigot 1859, *C. impatibilis* Walker 1860, *C. bancrofti* Skuse 1889, *C. elegans* Ficalbi 1889, *C. rossi* Giles 1899, *S. nigeria* Theobald 1901, *C. albopalposus* Becker 1908, *C. angustelatus* Becker 1908, *Duttonia alboannulis* Ludlow 1911, etc...

Ce moustique, très répandu, existe dans toutes les régions tropicales et subtropicales, ainsi que dans la région méditerranéenne. On ne l'observe ni au Japon, ni en Nouvelle-Zélande, ni dans quelques petites îles du Pacifique.

Bien que divers auteurs n'aient observé qu'un développement incomplet des larves de *W. bancrofti* chez cette espèce, Sambon, dès 1902, l'accuse de transmettre en Nigéria la filariose de Bancroft. Son opinion a été confirmée en 1930 par A. Connal qui est parvenu à infecter expérimentalement de 33 à 96 pour 100 de ces moustiques ayant piqué pendant la nuit un malade atteint de filariose. Daniels observa l'évolution complète de la filaire au Nyassaland et E. P. Hicks, en 1932, au Sierra-Leone, mais ce dernier auteur pense que ce culicide ne doit pas jouer dans ce pays un rôle important dans la transmission de la filariose de Bancroft.

Ajoutons que Low et Vincent ont obtenu chez *A. ægypti* un début de développement des larves de *F. ozzardi*. Werth (1909) et Bodenheimer (1923) ont également observé un développement incomplet de cette filaire. Enfin, d'après Stiles et Hassall, ce moustique serait aussi l'hôte intermédiaire de *Filaria tucumana*, peut-être identique à *F. ozzardi*.

***Aedes* (Stegomyia) *scutellaris* (Walker 1859)**

var. *pseudoscutellaris* Theobald 1910

Cette variété habite les îles Fidji, Samoa, Marquises et Tahiti. Manson Bahr, en 1912, a obtenu expérimentalement aux îles Fidji

une évolution complète des larves de *W. bancrofti* chez ce moustique, plus facilement même que chez *C. fatigans*. Le développement se fait en 16 jours et les moustiques infectés sont incommodés au point de mourir fréquemment. En 1921, Pierce a obtenu des résultats semblables. Cette variété d'*A. scutellaris* est aussi considérée par Taylor (1915), Bodenheimer (1923), Mac Kenzie (1925) et d'autres auteurs comme l'hôte intermédiaire de *W. bancrofti* en Océanie. R.-W. Paine (1931) indique ce moustique comme vecteur de cette filaire aux îles Fidji.

Aedes (Stegomyia) albopictus (Skuse 1895)

SYNONYMIE : *Culex albopictus* Skuse 1895, *S. scutellaris* Theobald 1901 (nec. Walker), *S. scutellaris* var. *samarensis* Ludlow 1903, *S. lamberti* Ventrillon 1904, *S. nigritia* Ludlow 1910, *S. quasigniritia* Ludlow 1911.

Ce moustique occupe la région orientale, Madagascar, la Papuasie et le nord de l'Australie.

En 1900, James obtint un développement partiel des larves de *W. bancrofti*, mais les moustiques infectés ne vivaient pas plus de douze jours en captivité. Leicester n'obtint également chez cet insecte qu'une évolution incomplète et S. Yamada a constaté au Japon, en 1928, que les larves ne dépassaient pas le premier stade.

Aedes (Stegomyia) albolineatus (Theobald 1904)

SYNONYMIE : *Scutomyia albolineata* Theobald 1904.

Cette espèce existe en Malaisie, à Bornéo, en Assam, aux Philippines et aux îles Salomon. Les larves de *W. bancrofti* n'y effectuent, comme chez l'espèce précédente, qu'une évolution incomplète.

Aedes (Stegomyia) desmotes Giles 1904

SYNONYMIE : *Anisocheleomyia albitarsis* Ludlow 1905, *A. gracilis* Leicester 1908, *A. albipes* Theobald 1910.

Cet *Aedes* se rencontre aux Indes, en Malaisie et aux Philippines. Leicester a obtenu, en 1908, un début de développement des larves de *W. bancrofti* chez ce moustique, cité par Ransom, en 1921, comme hôte intermédiaire de cette filaire.

Aedes (Stegomyia) mediopunctatus Theobald 1905 var. *perplexa* Leicester 1908

SYNONYMIE : *Stegomyia perplexa* Leicester 1908,

Cette espèce habite l'Inde, Ceylan et la Malaisie ; Leicester, en 1908, n'a obtenu chez elle qu'un début de développement des larves de *W. bancrofti*.

***Aedes (Stegomyia) chemulpoensis* Yamada 1921**

Ce moustique se rencontre en Corée et à Pékin. S. Yamada, en 1928, n'y a observé qu'un développement partiel des larves de *W. bancrofti*, qui atteignent seulement le deuxième stade larvaire.

***Aedes (Stegomyia) galloisi* Yamada 1921**

C'est une espèce japonaise, chez laquelle S. Yamada a obtenu, en 1928, un début de développement des larves de *W. bancrofti*, qui ne dépassent pas le premier stade.

***Aedes (Aedimorphus) domesticus* (Theobald 1901)**

SYNONYMIE : *Uranotænia domestica* Theobald 1901, *Ochlerotatus domesticus* Edwards 1912.

Ce moustique se rencontre en Afrique occidentale et au Congo ; il est cité parmi les espèces, chez lesquelles les larves de *W. bancrofti* n'évoluent que partiellement.

***Aedes (Aedimorphus) ochraceus* (Theobald 1901)**

SYNONYMIE : *Culex ochraceus* Theobald 1901, *Mimeteculex kingii* Theobald 1908, *Ochlerotatus ochraceus* Edwards 1911, *C. univittatus* Ingram et Macfie 1919.

Cette espèce habite l'Afrique orientale et le nord de la Nigeria. Dans cette dernière contrée, Taylor, en 1930, sur 15 de ces moustiques disséqués, n'a constaté que chez un seul exemplaire le développement complet des larves de *W. bancrofti*.

***Aedes (Aedes) esoensis* Yamada 1921
var. *flava* Yamada 1928**

Cette variété se rencontre au nord du Japon.

S. Yamada, en 1928, a obtenu expérimentalement chez ce moustique un commencement d'évolution des larves de *W. bancrofti*, mais ces larves n'ont pas dépassé le premier stade.

Genre *Armigeres* Theobald 1901

Nous ne mentionnerons dans ce genre que le sous-genre *Armigeres*.

Armigeres (Armigeres) obturbans (Walker 1860)

SYNONYMIE : *Culex obturbans* Walker 1860, *C. subalbatus* Coquillett 1898, *A. panalectoros* Giles 1902, *D. fusca* var. *joloensis* Ludlow 1904.

Cette espèce se rencontre aux Indes, à Ceylan, au Japon et au Queensland.

Leicester, en 1908, n'a pas réussi à infecter ce moustique avec les larves de *W. bancrofti*. Par contre, S. Yamada, en 1928, a obtenu expérimentalement un développement partiel de ces larves, qui parvinrent au troisième stade.

Genre *Mansonia* R. Blanchard 1901

Nous aurons à signaler dans ce genre les trois sous-genres suivants : *Mansonia*, *Coquillettidia* et *Mansonioides*.

Mansonia (Mansonia) pseudotitillans (Theobald 1901)

SYNONYMIE : *Panopolites pseudotitillans* Theobald 1901.

Ce moustique, qui habite le Brésil et la Guyane, transmettrait, d'après R. Blanchard, *W. bancrofti* en Amérique tropicale.

Mansonia (Coquillettidia) fuscopennata (Theobald 1903)

SYNONYMIE : *Teniorhynchus fuscopennatus* Theobald 1903, *Culex arymoecius* Speiser 1909, *Chrysoconops bakeri* Theobald 1911.

Cette espèce habite l'Ouganda. Low, en 1903, a observé un début de développement des larves de *D. perstans*, chez ce moustique élevé depuis l'état larvaire et ayant piqué un individu porteur de cette filaire ; toutefois il s'agit vraisemblablement d'un parasite égaré, car *D. perstans* a pour hôtes intermédiaires normaux des nématocères du genre *Culicoides*, ainsi que nous l'avons signalé précédemment.

Mansonia (Mansonioides) longipalpis (van der Wulp 1892)

SYNONYMIE : *Culex longipalpis* van der Wulp 1892, *C. annulipes* Walker 1857 (nec Meigen).

Ce moustique se rencontre aux Indes et dans l'archipel Malais. D'après Leicester, les larves de *W. bancrofti* n'y évoluent qu'incomplètement. Jurgens, en 1932, signale cette espèce comme hôte intermédiaire de *F. malayi* sur la côte occidentale de Celebes.

Mansonia (Mansonioides) africana (Theobald 1901)

SYNONYMIE : *Panoplitès africanus* Theobald 1901, *M. major* Theobald 1903.

C'est une espèce africaine, mentionnée par F.-W. Edwards parmi les hôtes intermédiaires de *W. bancrofti*.

A. Connal est parvenu, en 1930, à infecter expérimentalement ce moustique en Nigeria dans la proportion de 56 à 57 pour 100 quand la piqure avait lieu la nuit et dans celle de 34 à 83 pour 100 quand elle avait lieu le matin.

Mansonia (Mansonioides) uniformis (Theobald 1901)

SYNONYMIE : *Panoplitès uniformis* Theobald 1901, *P. australiensis* Giles 1902, *M. marquesensis* Dyar 1925.

Ce moustique habite l'Afrique, la région orientale et le nord de l'Australie.

En 1901, Daniels a obtenu expérimentalement en Afrique centrale le complet développement des larves de *W. bancrofti* au bout de 6 à 7 jours. En 1908, Leicester obtint aussi l'évolution de la filaire de Bancroft chez ce moustique en Malaisie. Manson Bahr, en 1914, l'incrimine dans la transmission de cette filariose à Ceylan.

Ajoutons qu'Hodges, en 1902, a obtenu chez cette espèce un début d'évolution des larves de *D. perstans*.

Mansonia (Mansonioides) annulifera (Theobald 1901)

SYNONYMIE : *Panoplitès^s annuliferus* Theobald 1901, *P. seguini* Lave-
ran 1901, *M. septemguttata* Theobald 1907.

C'est une espèce de l'Inde, de l'archipel Malais et des Philippines.

Iyengar, en 1932, le considère comme le principal vecteur de *W. bancrofti* dans le nord de Travancore. Il y a trouvé 26 pour 100 de ces moustiques naturellement infectés.

Mansonia (Mansonioides) annulata Leicester 1908

Cette espèce se rencontre en Malaisie, aux Philippines et à Sumatra ; elle est citée par F.-W. Edwards comme un des hôtes intermédiaires de *W. bancrofti*.

SOUS-FAMILLE : ANOPHELINÆ

Le scutellum est simple. Les palpes maxillaires ont la même longueur que la trompe dans les deux sexes. Les larves sont dépourvues de siphon respiratoire. Un seul genre est à signaler, le genre *Anopheles*.

Genre *Anopheles* Meigen 1818

Nous aurons à mentionner dans ce genre les trois sous-genres *Anopheles*, *Nyssorhynchus* et *Myzomyia*.

Anopheles (*Anopheles*) *hyrcanus* (Pallas 1771)

SYNONYMIE : *Culex hyrcanus* Pallas 1771, *A. sinensis* Wiedemann 1828.

Il habite les régions méditerranéenne et orientale, la Chine, Formose et le Japon, se développe dans les rizières, pique durant le jour et se rencontre rarement dans les habitations.

Les larves de *Wuchereria bancrofti* y évoluent très rapidement d'après Leicester (1908), mais l'évolution n'a pas été suivie jusqu'au bout.

Anopheles (*Anopheles*) *hyrcanus* (Pallas 1771)
var. *nigerrima* Giles 1900

SYNONYMIE : *A. indiensis* Theobald 1901, *A. plumiger* Dönitz 1901, *A. bentleyi* Bentley 1902, *A. minutus* Theobald 1903, *A. peditæniatus* Leicester 1908.

Cette variété habite l'Inde, Ceylan, l'archipel malais, Bornéo et les Philippines.

L'évolution complète de *W. bancrofti* chez cet anophèle a été obtenue par James et Liston. Leicester a obtenu également l'infection, mais il n'a pas suivi l'évolution complètement. Sundar Rao a constaté le développement partiel des larves de cette filaire ; quelques larves seulement arrivaient à maturité.

Anopheles (*Anopheles*) *hyrcanus* (Pallas 1771)
var. *sinensis* (Wiedemann 1828) Yamada 1925

SYNONYMIE : *A. jezoensis* Tsuzuky 1902.

Cette variété habite l'Archipel malais, Formose, la Chine et le Japon.

Lau-Chou Feng la considère comme le principal vecteur de *W. bancrofti* dans le district de Woosung, en Chine.

Yamada (1928) a obtenu expérimentalement chez elle le développement complet des larves de cette filaire au Japon.

Anopheles (Anopheles) maculipennis Meigen 1818

SYNONYMIE : *Culex claviger* Fabricius 1805, *A. lewisi* et *A. selengensis* Ludlow 1920.

C'est une espèce européenne qui se rencontre également au nord de l'Asie et de l'Afrique, ainsi qu'en Amérique du Nord.

Fülleborn, en 1908, a obtenu chez elle un début d'évolution des larves de *Filaria ozzardi* (1) et de celles de *Dipetalonema perstans* (2).

Anopheles (Anopheles) barbirostris van der Wulp 1884

Il se rencontre aux Indes, à Ceylan, dans l'Archipel malais, à Celebes et aux Philippines.

C'est, d'après Daniels et Alcock et pour Bodenheimer, un des hôtes intermédiaires de *W. bancrofti*. Leicester a observé un développement incomplet des larves de cette filaire en Malaisie. D'après Sandar Rao les larves se développeraient partiellement ; quelques-unes seulement arriveraient à maturité. Jurgens compte cet anophèle au nombre des hôtes intermédiaires de *Filaria malayi* sur la côte occidentale de Celebes.

Anopheles (Anopheles) barbirostris van der Wulp 1884
var. vana Walker 1860

La distribution géographique de cette variété est sensiblement la même que précédemment. Les larves de *W. bancrofti* y évoluent complètement, ainsi que l'ont observé James et Liston en 1911 aux Indes.

Anopheles (Anopheles) mauritanus Daruty de Grandpré
et d'Emmerez de Charmoy 1900

SYNONYMIE : *A. paludis* var. *similis* Theobald 1901, *A. subtilis* Pressat 1905.

(1) *Filaria ozzardi* Manson 1897 a pour synonyme : *F. demarquayi* Manson 1891 (nec Zurne 1891) et *F. juncea* Railliet 1918.

(2) Synonymie : *Filaria perstans* Manson 1891, *Acanthocheilonema perstans* (Manson 1891),

Ce moustique, qui habite l'Afrique et Madagascar, a été infecté expérimentalement, en 1930, en Nigeria, par A. Connal avec les larves de *W. bancrofti*.

Anopheles (Nyssorhynchus) albipes Wiedemann 1821

SYNONYMIE : *A. albimanus* Wiedemann 1821, *A. argyrotarsis* Robineau-Desvoidy 1928 var. *albipes* Theobald 1901, *A. cubensis* Agramonte 1900, *A. dubius* R. Blanchard 1905.

Il se rencontre aux Antilles, en Floride, au Venezuela et au Brésil.

Les larves de *W. bancrofti* s'y développent sans doute complètement, car Vincent, en 1902, a obtenu une évolution de cette filaire chez ce moustique plus rapide que chez *C. fatigans* qui est l'hôte intermédiaire de choix. Toutefois, il n'a pu suivre les anophèles infectés au delà du 12^e jour, époque de leur mort en captivité.

Mense cite cette espèce comme hôte intermédiaire de *Filaria ozzardi*, mais les expériences faites par Low en 1901 ont été négatives, les larves de cette filaire ne quittant pas l'estomac du moustique.

Anopheles (Myzomyia) annulipes Walker 1856

SYNONYMIE : *A. mastersi* et *A. musivus* Skuse 1889.

Il habite l'Australie et la Tasmanie.

Bancroft a obtenu avec cette espèce un commencement de développement des larves de *W. bancrofti* ; les larves parviennent dans les muscles thoraciques, mais les anophèles étant morts au bout de trois jours en captivité, la suite de l'évolution n'a pu être observée.

Anopheles (Myzomyia) annularis van der Wulp 1884

SYNONYMIE : *A. fuliginosus* Giles 1900, *A. nagpori* James 1904, *Chagasia lineata* Ludlow 1908.

Il habite l'Inde, la Malaisie et les Philippines.

Sundar Rao et Iyengar (1932) ont obtenu expérimentalement le développement complet des larves de *W. bancrofti* en dix jours aux Indes.

Anopheles (Myzomyia) subpictus Grassi 1897

SYNONYMIE : *A. rossi* Giles 1899, *Aldrichia error* Theobald 1903, *Myzomyia rossi* var. *indefinita* Ludlow 1904,

Il habite l'Inde, la Malaisie, les Philippines et la Nouvelle-Guinée ; c'est un moustique domestique très commun.

James, en 1900, a montré que les larves de *W. bancrofti* évoluent complètement chez cette espèce entre douze ou quatorze jours aux Indes. Dans la même contrée, Sundar Rao et Iyengar, en 1932, ont obtenu un développement total des larves de cette filaire en onze jours.

Anopheles (Myzomyia) funestus Giles 1900

SYNONYMIE : *A. kumasii* Chalmers 1900, *A. hebes* Dönitz 1902, *Myzomyia funesta* var. *anisochloros*, var. *umbrosa* et var. *subumbrosa* Theobald 1903.

Cet anophèle est très commun dans toute l'Afrique tropicale et se rencontre aussi dans l'île Maurice.

Taylor, en 1930, au nord de la Nigeria et E.-P. Hicks, en 1932, au Sierra-Leone, ont obtenu le développement complet des larves de *W. bancrofti* chez ce moustique, qui paraît être le principal vecteur de cette filaire dans ces deux localités. Hicks a trouvé ces anophèles infectés dans la nature.

Anopheles (Myzomyia) minimus Theobald 1901

SYNONYMIE : *M. christophersi* Theobald 1902, *M. formosaensis* Tsuzuky 1902, *M. cohaesa* Dönitz 1903, *M. mangyana* Banks 1906, *M. christophersi* var. *alboapicalis* Theobald 1910, *M. flavirostris* Ludlow 1913, *M. febrifera* Banks 1914, *M. merak* Mangkoe Winoto 1919.

Cette espèce habite l'est de l'Inde, la Malaisie, les Philippines et le sud de la Chine.

Lau-Chou Feng (1933) a trouvé cinq exemplaires de cet anophèle infectés par des larves de filaire, ne se rapportant ni à *W. bancrofti*, ni à *F. malayi*. Ces larves peuvent aussi bien appartenir à une filaire parasite des animaux qu'à une espèce parasite de l'homme.

Anopheles (Myzomyia) minimus Theobald 1901 var. *varuna* Iyengar 1924

Cette variété est localisée au sud-ouest de l'Inde.

Sundar Rao et Iyengar, en 1932, aux Indes, ont obtenu le complet développement des larves de *W. bancrofti* chez ce moustique.

Anopheles (Myzomyia) pallidus Theobald 1901

SYNONYMIE : *A. fowleri* Christophers 1911.

C'est une espèce indienne, chez laquelle Syndar Rao a obtenu en onze jours l'évolution complète des larves de *W. bancrofti*.

Anopheles (Myzomyia) pharoensis Theobald 1901

SYNONYMIE : *A. maculicosta* Becker 1903, *Nyssorhynchus bozasi* Neveu-Lemaire 1905, *A. albus* Ventrillon 1906.

Il habite l'Afrique tropicale, l'Egypte, la Palestine et Madagascar.

Taylor, en 1930, au nord de la Nigeria, y a signalé des larves immatures de *W. bancrofti*. La même année et dans la même région, A. Connal a réussi à l'infecter expérimentalement.

Anopheles (Myzomyia) punctulatus Dönitz 1901

SYNONYMIE : *A. farauti* Laveran 1902.

C'est une espèce océanienne que l'on rencontre en Nouvelle-Guinée, aux Moluques, à Celebes, aux Nouvelles-Hébrides, en Nouvelle-Calédonie, aux îles Salomon et au nord de l'Australie.

Jurgens, en 1932, considère cet anophèle comme hôte intermédiaire possible de *Filaria malayi* sur la côte ouest de Celebes.

Anopheles (Myzomyia) rhodesiensis Theobald 1901

Cet anophèle habite l'Afrique tropicale et l'Egypte.

E.-P. Hicks, en 1932, a obtenu expérimentalement au Sierra-Leone l'évolution complète des larves de *W. bancrofti* chez cette espèce, qu'il n'a pas trouvée infectée dans la nature.

Anopheles (Myzomyia) squamosus Theobald 1901

SYNONYMIE : *A. tananariviensis* Ventrillon 1906, *A. arnoldi* Stephens et Christophers 1908, *A. pretoriensis* Gough 1910.

On l'observe en Afrique et à Madagascar.

Taylor, en 1930, a observé chez cet anophèle des larves immatures de *W. bancrofti* au nord de la Nigeria. E.-P. Hicks, en 1932, a obtenu expérimentalement l'évolution complète de ces larves au Sierra Leone ; il a même trouvé ce moustique infecté dans la nature ; toutefois, comme il n'est pas commun dans cette région, son rôle comme agent vecteur de la filaire de Bancroft semble peu important.

Anopheles (Myzomyia) stephensi Liston 1901

SYNONYMIE : *A. metaboles* Theobald 1902, *Neocellia intermedia* Rothwall 1907, *A. folquei* de Mello 1918.

Il habite l'Inde et la basse Mésopotamie.

Sundar Rao, en 1930, a obtenu chez cette espèce aux Indes l'évolution complète des larves de *W. bancrofti* en dix jours.

Anopheles (Myzomyia) gambiæ Giles 1902

SYNONYMIE : *A. costalis* Giles 1900 (nec. Loew), *A. gracilis* et *A. merus* Dönitz 1902, *A. gambiensis* Giles 1903, *A. arabiensis* Patton 1905, *A. quadriannulatus* Theobald 1911.

Il est très répandu dans toute l'Afrique et se rencontre aussi à Madagascar, dans l'île Maurice et en Arabie.

Annett et Dutton, en 1901, ont observé chez cet anophèle l'évolution complète de *W. bancrofti* dans le Bas-Niger. Hill et Haydon ont rencontré au Natal des exemplaires dont la trompe renfermait des larves de cette filaire. Harvey, en 1908, a trouvé au Sierra Leone 25 pour 100 d'*A. gambiæ* infectés naturellement.

A. Connal, en 1930, a infecté expérimentalement ce moustique, en Nigeria, dans la proportion de 44 à 92 pour 100 quand la piqûre avait lieu la nuit et dans celle de 7 à 69 pour cent quand elle avait lieu le matin.

Taylor a observé, la même année, le développement total des larves de cette filaire dans le nord de la Nigeria. Enfin, en 1932, E.-P. Hicks a obtenu le développement complet des larves de la filaire de Bancroft chez ce moustique au Sierra Leone et a trouvé des insectes naturellement infectés. Il résulte de ces différentes observations qu'*A. gambiæ* est l'un des principaux hôtes intermédiaires de *W. bancrofti* dans la région du Niger et au Sierra Leone.

Anopheles (Myzomyia) philippinensis Ludlow 1902

SYNONYMIE : *A. nivipes* Theobald 1903, *A. freereæ* Banks 1906, *A. fuliginosus* Stanton 1915, *A. pampangensis* Brunetti 1920.

Cet anophèle se rencontre à Burma, en Malaisie, dans les îles Andaman et aux Philippines.

Sundar Rao, en 1930, a suivi l'évolution totale des larves de *W. bancrofti* chez ce moustique, dont un petit nombre d'exemplaires seulement sont infectés dans la nature.

Anopheles (Myzomyia) ludlowi Theobald 1903
var. **sundaica** Rodenwaldt 1924

Cette variété se rencontre en Malaisie, aux îles de la Sonde et aux îles Andaman.

Sundar Rao, en 1930, a observé le complet développement des larves de *W. bancrofti* en dix jours chez cette variété d'*A. ludlowi*, qu'il a aussi trouvée infectée dans la nature.

Anopheles (Myzomyia) marshalli Theobald 1903

SYNONYMIE : *A. pseudocostalis* Theobald 1910.

Cet anophèle, qui habite une partie de l'Afrique et Madagascar, a été infecté expérimentalement, en 1930, en Nigeria, par A. Connal avec les larves de *W. bancrofti*.

Anopheles (Myzomyia) amictus Edwards 1921

C'est une espèce de l'Australie tropicale.

Heydon, en 1931, la signale comme un hôte intermédiaire favorable de *W. bancrofti* au nord du Queensland, mais beaucoup moins important que *Culex fatigans*.

Anopheles (Myzomyia) ramsayi Covell 1927

SYNONYMIE : *A. jamesi* James et Liston 1911 (nec. Theobald), *A. pseudojamesi* Strickland et Chowdhury 1927.

Il habite l'Inde orientale et Sumatra.

Sundar Rao, en 1930, a obtenu chez cette espèce le développement total des larves de *W. bancrofti*.

Liste des insectes hôtes intermédiaires des helminthes parasites de l'homme (1)

ORDRES	FAMILLES	HÔTES INTERMÉDIAIRES	PARASITES HÉBERGÉS
MALLOPHAGES.....	Trichodectinæ.....	<i>Trichodectes canis.</i>	Cysticercoïde de <i>Dypilidium caninum.</i>
	{ Blattidæ	<i>Blatta orientalis.</i>	Larve de <i>Moniliformis moniliformis.</i>
		<i>Blattella germanica.</i>	? Larve de <i>Gongylonema pulchrum</i> (ex.).
	{ Forficulidæ	<i>Periplaneta americana.</i>	Larve de <i>M. moniliformis.</i>
ORTHOPTÈRES.....		<i>Anisolabis annulipes.</i>	Cysticercoïde d' <i>Hymenolepis diminuta.</i>
		<i>Cimex lectularius.</i>	Larve de <i>Wuchereria bancrofti</i> (ex.) (pa.)
	Cimicidæ		Larve de <i>M. moniliformis.</i>
HÉMIPTÈRES.....	Cureulionidæ.....	<i>Calandra oryzae.</i>	
	{ Tenebrionidæ	<i>Tenebrio molitor.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
		<i>Tenebrio obscurus.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. nana</i> (ex.).
		<i>Scaurus striatus.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. nana</i> (ex.).
	{	<i>Atis spinosa.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
		<i>Blaps gigas.</i>	
		<i>Blaps mucronata.</i>	Larve de <i>M. moniliformis.</i>
COLÉOPTÈRES.....	{	<i>Melolontha melolontha.</i>	Larve de <i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>
		<i>Phyllophaga arcuata.</i>	Larve de <i>M. hirudinaceus</i> (ex.).
		<i>Phyllophaga rugosa.</i>	Larve de <i>M. hirudinaceus.</i>
		<i>Phyllophaga vehemens.</i>	Larve de <i>M. hirudinaceus</i> (ex.).
		<i>Diloboderus abderus.</i>	Larve de <i>M. hirudinaceus.</i>
	{	<i>Strategus julianus.</i>	? Larve de <i>G. pulchrum.</i>
		<i>Xyloryctes satyrus.</i>	
		<i>Cetonia aurata.</i>	
		<i>Aphodius hœmorrhoidalis.</i>	
		<i>Coccobius schreberi.</i>	

(1) Abréviations : (ex.) = infections expérimentales ; (pr.) = développement partiel.

ORDRES	FAMILLES	HÔTES INTERMÉDIAIRES	PARASITES MÉERGÉS
COLÉOPTÈRES	Dermestidæ.....	<i>Dermestes peruvianus.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
		<i>Ulosonia parvicornis.</i>	
LÉPIDOPTÈRES	Tineidæ.....	<i>Tinea granella.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
		<i>Asopia farinalis.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
	Pyralidæ.....	<i>Aglossa dimidiata.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta</i> (ex.).
APHANIPTÈRES	Pulicidæ.....	<i>Pulex irritans.</i>	Cysticercoïde de <i>D. caninum.</i>
		<i>Ctenocephalus canis.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta</i> (ex.).
		<i>Ceratophyllus fasciatus.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
		<i>Leptopsylla musculi.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta</i> (ex.).
		<i>Xenopsylla cheopis.</i>	Cysticercoïde d' <i>H. diminuta.</i>
DIPTÈRES	Tabanidæ.....	<i>Hæmalopota cordigera.</i>	Larve de <i>Loa loa</i> (ex.) (pa.).
		<i>Hippocentrum trimaculatum.</i>	Larve de <i>L. loa.</i>
		<i>Chrysops dimidiata.</i>	? Larve de <i>L. loa.</i>
		<i>Chrysops silacea.</i>	? Larve de <i>L. loa.</i>
		<i>Chrysops longicornis.</i>	? Larve de <i>Dipetalonema persians.</i>
	Simulidæ.....	<i>Simulium damnosum.</i>	Larve d' <i>Onchocerca volvulus.</i>
		<i>Simulium avidum.</i>	Larve d' <i>Onchocerca vacuolens.</i>
		<i>Simulium ochraceum.</i>	
		<i>Simulium mooseri.</i>	

ORDRES	FAMILLES	HÔTES INTERMÉDIAIRES	PARASITES HÉBERGÉS
DIPTÈRES.....	Chironomidæ.....	<i>Culicoides austeni</i> . <i>Culicoides grahani</i> .	Larve de <i>D. per-lans</i> .
		<i>Culex pipiens</i> . <i>Culex pipiens</i> var. <i>pallens</i> . <i>Culex fatigans</i> . <i>Culex sitiens</i> . <i>Culex bitaeniorhynchus</i> . <i>Culex gelidus</i> . <i>Culex tritaeniorhynchus</i> . <i>Culex vishnui</i> . <i>Culex theileri</i> . <i>Culex whitmorei</i> . <i>Culex fuscocephalus</i> . <i>Culex sidensis</i> . <i>Culex aurantapex</i> . <i>Culex tigripes</i> . <i>Aedes rubrilhorax</i> . <i>Aedes vigilax</i> . <i>Aedes japonicus</i> . <i>Aedes japonicus</i> var. <i>koreicus</i> . <i>Aedes niveus</i> . <i>Aedes togoi</i> . <i>Aedes aegypti</i> . <i>Aedes scutellaris</i> var. <i>pseudoscutellaris</i> .	Larve de <i>Wuchereria bancrofti</i> . Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.). Larve de <i>W. bancrofti</i> . Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa). Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.). Larve de <i>W. bancrofti</i> . Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.). Larve de <i>W. bancrofti</i> (pa). Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.). Larve de <i>W. bancrofti</i> . Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa). Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa). Larve de <i>W. bancrofti</i> . Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa). Larve de <i>W. bancrofti</i> . Larve de <i>Filaria ozardi</i> (ex.) (pa). Larve de <i>W. bancrofti</i> .

ORDRES	FAMILLES	HÔTES INTERMÉDIAIRES	PARASITES HÉBÉRGÉS
DIPTÈRES	Culicidæ	<i>Aedes albopictus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa.).
		<i>Aedes albolineatus</i> .	
		<i>Aedes desmotes</i> .	
		<i>Aedes mediopunctatus</i> . var. <i>perplexa</i> .	
		<i>Aedes chemulpoensis</i> .	
		<i>Aedes gallotzi</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex).
		<i>Aedes domesticus</i> .	
		<i>Aedes ochraceus</i> .	
		<i>Aedes esoensis</i> .	
		<i>Armigeres obturbans</i> .	
		<i>Mansonia pseudotitillans</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa.).
		<i>Mansonia fuscopennata</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Mansonia longipalpis</i> .	Larve de <i>D. perstans</i> , (ex.) (pa.).
		<i>Mansonia africana</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Mansonia uniformis</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.).
		<i>Mansonia annulifera</i> .	Larve de <i>D. perstans</i> , (ex.) (pa).
		<i>Mansonia annulata</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Anopheles hyrcanus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa).
		<i>Anopheles hyrcanus</i> var. <i>nigerrima</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex).
		<i>Anopheles hyrcanus</i> var. <i>sinensis</i> .	Larve de <i>P. ozzardi</i> (ex.) (pa.).
		<i>Anopheles maculipennis</i> .	Larve de <i>D. perstans</i> (ex.) (pa.).
		<i>Anopheles barbirostris</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
			Larve de <i>Filaria malayi</i> .

ORDRES	FAMILLES	HÔTES INTERMÉDIAIRES	PARASITES HÉBERGÉS
		<i>Anopheles barbirostris</i> var. <i>puna</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles mauritianus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa.)
		<i>Anopheles albipes</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa.)
		<i>Anopheles annulipes</i> .	Larve de <i>F. ozzardi</i> .
		<i>Anopheles annularis</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa.)
		<i>Anopheles subpictus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles funestus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles minimus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles minimus</i> var. <i>varuna</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles pallidus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles pharoensis</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (pa.)
		<i>Anopheles punctulatus</i> .	? Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Anopheles rhodesiensis</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles squamosus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Anopheles stephensi</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles gambiæ</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles philippinensis</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Anopheles ludlowi</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.) (pa.)
		<i>Anopheles marshalli</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> .
		<i>Anopheles amictus</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
		<i>Anopheles ramsayi</i> .	Larve de <i>W. bancrofti</i> (ex.)
DIFTÈRES	Culicidæ		

BIBLIOGRAPHIE

- ANONYME. — Zum Auftreten der chinesischen Wollhandkrabbe in Deutschland. *Zeitschr. für Fleisch-und Milchhygiene*, XLI, 1931, p. 487-488.
- ANDO (R.). — On the studies of the lung-fluke ; 6th report (en japonais). *Chuo-igakkai-zasshi (Journ. of centr. med. soc.)*, N° 131, 1917.
- BAGICALUPO (J.). — Estudio sobre la evolucion biologica de algunos parasitos del genero *Hymenolepis* Weinland 1858. *Semana medica*, 1928.
- Un nuevo huesped intermediario del *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi 1819) el *Ulosonia parvicornis* Fairmaire 1892. *Semana medica*, 1929.
- El *Dermestes peruvianus* Castelnau en la transmision del *Hymenolepis diminuta* (Rudolphi). *Semana medica*, 1929.
- BAYLIS (H. A.), PAN (T. G.) et SAMBON (J.-E.-B.). — Some observations and experiments on *Gongylonema* in northern Italy. A preliminary note. *Journ. trop. med. London*, XXVIII, 1925, p. 413.
- BLACKLOCK (D. B.). — *Ann. trop. med. and parasit.*, XX, 1926, p. 203-218.
- BODENHEIMER (F. S.). — Die parasitären Beziehungen zwischen Wurmern und Insekten. *Centralbl. f. Bakter.*, LVIII, 1923, p. 220.
- BONNE (W.-M.). — Filariasis. *Geneesk. Tijdschr. Ned.-Ind.*, LXXII, 1932, p. 1192-1195.
- BRUG (S. L.). — *Dracunculus medinensis* in the Dutch East Indies. *Mededeelingen van den Dienst der Volksgezondheid in Ned.-Indië*, Part. 1, 1930, p. 153-157.
- Filariasis in the Dutch East Indies. *Proc. roy. soc. med.*, XXIV, 1931, p. 23-33.
- BRUMPT (E.). — Les filarioses humaines en Afrique. *C. R. soc. biol.*, LVI, 1904, p. 758.
- Deux hôtes intermédiaires nouveaux d'*Hymenolepis diminuta*. *Ann. paras.*, VIII, 1930, p. 102.
- Evolution de l'*Hymenolepis nana* var. *fraterna*. Les deux cysticercoïdes. Leur importance biologique concernant l'origine du parasitisme et la signification des hôtes intermédiaires. *Arch. zool. exp. et génér.*, LXXV, 1933, p. 235-246.
- CALANDRUCCIO (S.). — Animali parassiti dell'uomo in Sicilia. *Boll. mens. accad. Gioenia di sc. nat. in Catania*, n. s. (3), 1889, p. 6.
- CHANAL (L.). — *Rôle pathogène des moustiques en pathologie humaine et comparée*. Paris, 1921.
- CHATTON (E.). — Observations et expériences faites à Gabès sur le ver de Guinée. Preuve expérimentale de l'infestation des *Cyclops* par voie intestinale. *Arch. Inst. Pasteur de Tunis*, X, 1918, p. 157-168.
- CONNAL (A.). — Report of the Laboratory service, 1930. *Ann. med. health. rep. Nigeria*, 1930. Lagos, 1931, p. 71-97.
- CRAIG (C. F.). — The possible chemotactic effect of the salivary secretions of certain insects upon microfilariæ. *Science*, LXXV, 1932, p. 561-562.
- CRUICKSHANK (J. A.) et WRIGHT (R. D.). — *Indian Journ. med. res. Calcutta*, I, 1914, p. 741.
- DAMFF (A.). — Concentration of Microfilariæ by the salivary secretions of bloodsucking insects. *Science*, LXXVII, 1933, p. 20-21.
- DAVIS (N. C.). — A study of the transmission of *Filaria* in northern Argentina. *Amer. journ. hyg.*, VIII, 1928, p. 457-466.
- EDWARDS (F. W.). — The carriers of *Filaria bancrofti*. *Journ. trop. med. and hyg.*, 15 juin 1922. *Diptera. Fam. Culicidæ*.

- ERBER (M.). — Bijdfage tot het onderzoek insake de verspreiding der *Filaria bancrofti* in Celebes. *Geneesk. Tijdschr. Ned.-Indië*, LXVII, 1927, p. 318-322.
- ESSEX (H.-E.). — Early development of *Diphyllbothrium latum* in northern Minnesota. *Journ. of parasit.*, XIV, 1927, p. 106-109.
- FAUST (E. G.). — Lung-Fluke infection among the formosan aborigines. *China med. journ.*, VIII, 1928, p. 191-194.
- *Human helminthology*. Philadelphia, 1929.
- FENG (L. C.). — *Anopheles hyrcanus* var. *sinensis* Wied. transmitter of *Filaria bancrofti* in Woosung district, Shanghai, China. A preliminary report. *Trans. of the eighth Congress Far Eastern assoc. trop. med.*, Bangkok, décembre 1930, p. 189-193.
- Filariasis in China with special reference to its distribution and transmission. *Nat. med. journ. China*, XVII, 1931, p. 464-474.
- Household mosquitoes and human filariasis in Amoy, south China. *Chinese med. journ.*, XLVII, 1933, p. 168-178.
- FÜLLEBORN (F.). — Untersuchungen an menschlichen Filarien und deren Übertragung auf Stechmücken. *Arch. f. Schiffs u. Tropen Hyg.*, XII, 1908, p. 357.
- Die Filarien des Menschen. *Handb. d. path. Mikroorganism.* Jena, VIII, 1913, p. 185.
- Filariosen des Menschen. *Handbuch d. Path. Microorganismen*, VI, 1929, p. 1043-1224.
- GALLIARD (H.). — Recherches sur les filarioses au Gabon occidental. *Bull. soc. path. exot.*, XXV, 1932, p. 167-174.
- GLASGOW (R. D.). — New intermediary host records for the giant thorn-headed worm of swine. *Ann. entom. soc. America*, XIX, 1926, p. 252.
- Another intermediary insect host of the giant thorn-headed worm of swine. *Ann. entom. soc. America*, XX, 1927, p. 86.
- Another insect vector of the giant thorn-headed worm of swine. *Ann. entom. soc. of America*, XX, 1927, p. 127.
- GORDON (R. M.), HICKS (E. P.), DAVEY (T. H.) et WATSON (M.). — A study of the house-haunting *Culicidae* occurring in Freetown, Sierra Leone; and of the part played by them in the transmission of certain tropical diseases, together with observations on the relationship of anophelines to housing, and the effects of antilarval measures in Freetown. *Ann. trop. med. parasit.*, XXVI, 1932, p. 273-345.
- GRASSI (B.) et CALANDRUCCIO (S.). — Ueber einen *Echinorhynchus* welcher auch in Menschen parasitirt und dessen Zwischenwirth ein *Blaps* ist. *Centralbl. f. Bakt. u. Parasitenk.*, III, 1888, p. 521.
- GRIFFITHS (T. H. D.). — Mosquitoes of the southeastern United States and their economic effects. *Proc. 18th ann. Mtg. New Jersey mosquito exterm. ass.*, Atlantic City, 1931. New Brunswick N. J., 1931, p. 100-111.
- HALL (M.). — Arthropods as intermediate hosts of Helminths. *Smithsonian Miscellaneous Coll.*, LXXXI, n° 15, 1929.
- HARA (G.). — On the crayfish, the second intermediate host of the lung-fluke in Korea (en japonais). *Chosen-igakkai-zasshi (Journ. of Chosen med. soc.)*, n° 16, 1916.
- HEYDON (C. M.). — Some common Queensland mosquitoes as intermediate hosts of *Wuchereria bancrofti* (*Filaria bancrofti*). *Parasitology*, XXIII, 1931, p. 415-427.
- HICKS (E. P.). — The transmission of *Wuchereria bancrofti* in Sierra Leone. *Ann. trop. med. parasit.*, XXVI, 1932, p. 407-422.

- HODGES (A.). — *Journ. trop. med.*, V, 1902, p. 293.
- HOFFMAN (W. A.), MARÍN (R. A.) et BURKE (A. M. B.). — Filariasis in Porto Rico. I. Progress report on general survey. *Porto Rico rev. publ. health trop. med.*, IV, 1928, p. 120-127, et *Porto Rico journ. pub. health. trop. med.*, VII, 1932, p. 321-358.
- HOFFMANN (C. C.) et VARGAS (L.). — Nuevas comunicaciones acerca de la Onchocercosis de Chiapas. *Rev. mex. biol., Mexico*, XI, 1931, p. 127-147.
- IHERING (H. von). — Die Helminthen als Hilfsmittel der zoogeographischen Forschung. *Zool. Anz.*, XXVI, 1902, p. 42.
- IYENGAR (M. O. T.). — Filariasis in North Travancore. *Ind. journ. med. res.*, XX, 1932, p. 671-672.
- JOYEUX (C.). — Sur le cycle évolutif de quelques Cestodes. *Bull. biol. France et Belgique*, suppl. II, 1920.
- JURGENS (A. L.). — De overbrenging van *Filaria malayi* in de onderafdeeling Mamoedjoe. *Geneesk. Tijdschr. Ned.-Ind.*, LXXII, 1932, p. 953-959.
- KHALIL (M.), HALAWANI (A.) et HILMY (I. S.). — On the transmission of filariasis Bancrofti in Egypt. *Journ. Egypt. med. ass.*, XV, 1932, p. 317-322.
- KLEINE (K.). — Die untertragung von Filarien durch *Chrysops*. *Zeitschr. für Hyg.*, LXXX, 1915, p. 345.
- KOEYASHI (H.). — Habits of Korean crayfish, the second intermediate host of the lung-fluke (en japonais). *Chosen-igakkai-zasshi (Journ. of Chosen med. soc.)*, N° 19, 1917.
- Studies on the lung-fluke in Korea. *Mitteilungen der Medizin. Fachschule zu Keijo*, 1918, p. 97-115.
- On the final and intermediate host of lung-fluke in Chosen. *Far eastern assoc. trop. med. trans. Sixth biennial Congress, Tokyo*, I, 1925, p. 413-417.
- Studies on the development of *Diphylllobothrium mansonii* Cobbold, 1882 (Joyeux, 1927). (First Report). On the first intermediate host, and development in the first intermediate host. *Taiwan Igakkai Zasshi (Journ. med. assoc. Formosa)*, XXX, 1931, p. 286-310.
- KORKE (V. T.). — Observations on filariasis in some areas in British India. Part. I, II, III et VIII. *Ind. Journ. med. res.*, XIV, 1927, p. 717-732; XVI, 1928, p. 187-198; XVI, 1929, p. 695-715, et XX, 1932, p. 335-339.
- LAVIER (G.). — *Les parasites des invertébrés hématophages*. Paris, 1921.
- LEE (G. U.). — *Trans. roy. soc. trop. med. and hyg.*, XX, 1926, p. 279.
- LEIPER (R. T.). — *Report of the Helminthologist, London School of tropical Medicine for the half-year ending April 30th, 1913*. London 1913.
- LOW (G. C.). — A recent observation on *Filaria nocturna* in *Culex*. *Brit. med. journ.*, N° 2.059, 1900, p. 1456 et N° 2.204, 1903, p. 722.
- MAC KENZIE (A.). — *Trans. roy. soc. trop. med. and hyg.*, XIX, 1925, p. 138.
- MAGALHAES (P. S. de). — Notes d'helminthologie brésilienne. *Arch. paras.*, I, 1898, p. 361.
- MAGATH (T. B.) et ESSEX (H. E.). — Concerning the distribution of *Diphylllobothrium latum* in North America. *Journ. preventive med.*, V, 1931, p. 227-242.
- MANSFIELD-ADERS (W.). — Notes on malaria and filariasis in the Zanzibar protectorate. *Trans. roy. soc. trop. med. and hyg.*, XXI, 1927, p. 207-214.
- MANTER. — *Journ. of Parasitology*, XIII, 1926-1927, p. 223.
- Miyairi (K.). — Review of hitherto known kinds of the second intermediate host of the lung-fluke (en japonais). *Jikken-iho (Journ. exp. med.)*, II, 1916.

- MIYAIRI (K.). — Beitrage zur Kenntniss von der Entwickelung des *Paragonimus westermanni*. Mitt. a. d. Med. Fak. d. Kais. Kyushu-Univ., Fukuoka, Japan, VI, 1922, p. 313-319.
- MOMMA (K.). — On a case of *Hymenolepis diminuta* Rud., 1819. Ann. trop. med. parasit., XXII, 1928, p. 1-3.
- MORISHITA (K.) et TSUCHIMOCCHI (K.). — Journ. med. Soc. Formosa (Taihoku), N° 255, 1926 (résumé en anglais).
- NAKAGAWA (K.). — The mode of infection in pulmonary distomiasis. Journ. of infect. diseases, XVIII, 1916, p. 131-142.
- Human pulmonary distomiasis caused by *Paragonimus westermanni*. Journ. of experim. med., XXVI, 1917, p. 297-323.
- NICHOLLS (L.). — The transmission of pathogenic micro-organisms by flies in Santa Lucia. Bull. ent. res., III, 1912, p. 81-88.
- NICOLL (W.) et MINCHIN. — On two species of cysticercoïdes from the rat flea (*Ceratophyllus fasciatus*). Proc. of the zool. soc., London, 1910, p. 10.
- O'CONNOR (F. W.). — Some results of medical researches in the western Pacific. Trans. roy. soc. trop. med. and hyg., XVI, 1922, p. 28-52.
- PAINE (R. W.). — Coconut Committee. Entomological Report. Ann. bull. div. reps. dept. agric. Fiji 1931, Suva, 1932, p. 1-6.
- PIERCE (W. D.). — Sanitary entomology, 1921, p. 262.
- PINTO (C.) et DA FONSECA (F.). — Novo genero e nova especie de mosca hematophaga da sub-familia *Stomoxys* dinæ, hospedadora intermedia da *Dermatobia hominis*. Novos hospedadores intermediarios da *Dermatobia hominis* (L. Junior, 1781) Diptera *Æstridæ*. Rev. med. cirurg. Brasil, XXXVIII, 1930.
- RANSOM (B. H.). — « Relations of insects to the parasitic worms of Vertebrates » in *Pierce's sanitary entomology*, 1921, p. 50.
- RANSOM (B. H.) et HALL (M. C.). — The life history of *Gongylonema scutatum*, in proceedings Helminth. Soc. of Washington. Journ. paras., I, 1915, p. 154.
- RINGENBACH (J.) et GUYOMARCH. — La filariose dans les régions de la nouvelle frontière Congo-Cameroun. Observations sur la transmission de *Microfilaria diurna* et de *Microfilaria perstans*. Bull. soc. path. exot., VII, 1914, p. 619.
- ROSEN (F.). — Recherches sur le développement des cestodes. 1. Le cycle évolutif des bothriocéphales. Bull. Soc. neuchat. Sc. nat., XLIII, 1918.
- ROUBAUD (E.). — Observations sur la biologie du ver de Guinée. Infection intestinale des *Cyclops*. Bull. soc. path. exot., VI, 1913, p. 281-288.
- RUSZKOWSKI (J. S.). — Le cycle évolutif du cestode *Drepanidoteenia lanceolata* (Bloch). Bull. acad. polonaise sc. et lett. Sciences Naturelles (II), 1932, p. 1-8.
- SANDGROUND (J. H.). — On a unusual occurrence of *Moniliformis moniliformis* (Acanthocephala) as a parasite of toads and lizards in Central America. Trans. amer. microscop. soc., XLV, 1926, p. 289-297.
- SEURAT (L. G.). — La grande blatte, hôte intermédiaire de l'échinorhynque moniliforme en Algérie. C. R. soc. biol., LXXII, 1912, p. 62.
- SHARP (N. A. D.). — Development of *Microfilaria perstans* in *Culicoides grahmi*; a preliminary note. Trans. roy. soc. trop. med. hyg., XXI, 1927, p. 70.
- SHIRCORE (J. O.). — A note on some helminthic diseases with special reference to the housefly as a natural carrier of the ova. Parasitology, VIII, 1916, p. 239, 243.

- SOUTHWELL (T.). — Notes on the larvæ of *Moniliformis moniliformis* (Brems.) found in African cockroaches. *Journ. paras.*, IX, 1922, p. 99.
- STILES (C. W.). — Sur l'hôte intermédiaire de l'*Echinorhynchus gigas* en Amérique. *C. R. soc. biol.* (9), III, 1891, p. 764.
- STILES (C. W.) et HASSALL (A.). — Key-catalogue of the Crustacea and Arachnoids of importance in public health. *Hygienic Laboratory*, Bulletin N° 148, Washington, 1927.
- STRONG (R. P.). — Onchocerciasis in Guatemala. Preliminary report. 20th Ann. rep. med. depart. United Fruit Co. 1931. Boston, Mass. 1932, p. 152-160.
- SUNDAR RAO (S.). — Filarial infection and diseases due to *Filaria bancrofti*. *Trans. 7th cong. Far East ass. trop. med.*, 1927, III, p. 299-304. Calcutta, 1930.
- SUNDAR RAO (S.) et IYENGAR (M. O. T.). — Studies on the influence of season on the development of *Filaria bancrofti* in *Culex fatigans*. *Ind. journ. med. res.*, XVII, 1930, p. 759-767.
- Experimental infection of some indian mosquitos with *Wuchereria (Filaria) bancrofti*. *Ind. journ. med. res.*, XX, 1932, p. 25-34.
- TAYLOR (A. W.). — The domestic mosquitos of Gadau, northern Nigeria, and their relation to malaria and filariasis. *Ann. trop. med. parasit.*, XXIV, 1930, p. 425-435.
- TEUNIS VERGEER. — Canadian fish, a source of the broad tapeworm of man in the United States. *Journ. amer. med. assoc.*, XL, 1928, p. 1687-1688.
- VOGEL (H.). — Studien zur Entwicklung von *Diphyllbothrium*. — I. Die Wimperlärve von *Diphyllbothrium latum*. *Zeitschr. für Parasitenkunde*, II, 1930.
- Studien über die Entwicklung von *Diphyllbothrium*. — II. Die Entwicklung des Procercoïds von *Diphyllbothrium latum*. *Zeitschr. für Parasitenkunde*, II, 1930, p. 643-644.
- WERTH. — *Deutsche med. Wochenschr.*, Leipzig, XXXV, 1909, p. 447.
- WOLFFHUEGEL (K.). — Sobre *Echinorhynchus hirudinaceus* (Pall.) y su huesped intermediario *Diloboderus abderus* (Sturm.). *Rev. de centro de estud. de agron. y vet.*, 1908.
- YAMADA (S.). — Descriptions of ten new species of *Aedes* found in Japan with notes on the relation between some of these mosquitoes and the larva of *Filaria bancrofti* Cobbold. *Annot. zool. Japan*, X, 1921, p. 45-81.
- An experimental study on twenty-four species of Japanese mosquitoes regarding their suitability as intermediate hosts for *Filaria bancrofti* Cobbold. *Se. rep. govern. inst. infect. dis.*, 1927, VI, p. 559-622. Tokyo, 1928.
- YOKOGAWA (S.). — Contribution to the study of the development of lung-fluke (en japonais). *Taiwan-igakkai-zasshi (Journ. of Formosan med. soc.)*, N° 175, 1917.
- YOSHIDA (S.). — On the intermediate host of the lung-fluke, *P. westermanni* Kerbert. *Journ. of parasitol.*, II, 1916.
- Some notes on the encysted larvæ of the lung-distome. *Journ. of parasitol.*, II, 1916.
- ZWALUWENBURG (R. H. van). — The interrelationships of Insects and Roundworms. *Bull. of the experiment station of the Hawaiian sugar planters' Association. Entomological Series, Bulletin N° 20*. Honolulu, 1928.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

UTILISATION DES LARVES DE CERTAINES MOUCHES POUR LE TRAITEMENT DE L'OSTÉOMYÉLITE ET DE DIVERSES AFFECTIONS CHIRURGICALES CHRONIQUES

Par E. BRUMPT

C'est certainement avec une grande surprise que presque tous les auteurs ayant eu l'occasion d'observer des myiases naturelles ou expérimentales chez l'homme et chez les animaux, ont appris qu'aux Etats-Unis, depuis les belles recherches du feu chirurgien américain W.-G. Baer (1), les larves de mouches étaient utilisées dans le traitement de l'ostéomyélite et de diverses autres affections chroniques. Le même sentiment a dû être éprouvé par ceux qui, au cours de leurs études, ayant entendu parler du célèbre cas de Cloquet, avaient conservé un répugnant souvenir de l'histoire de son malade. Cloquet avait, en effet, en 1827, reçu dans son service de l'hôpital Saint-Louis, un malheureux chiffonnier fort sale, âgé de 65 ans, qui avait dormi, durant trente-six heures environ, en état complet d'ivresse, non loin d'une fosse où étaient jetés des cadavres d'animaux. Voici d'ailleurs la description donnée de ce malade par Cruveilhier :

« Le cuir chevelu était soulevé en tumeurs arrondies couvertes de perforations irrégulières, à travers lesquelles, au milieu d'une chair purulente, fétide, sortait une énorme quantité de vers ou de larves de la *Musca carnaria* (2). De l'ouverture des paupières énormément tuméfiées et rapprochées s'échappaient de quinze à vingt de ces vers parvenus à leur entier développement. Des masses d'œufs, adhérents à la peau, se voyaient en outre au grand angle des yeux et à leur voisinage ; les cornées devenues opaques avaient été perforées ainsi que la sclérotique, par ces mêmes animaux, si bien que les deux yeux étaient presque vides. D'autres vers sortaient par le nez et les oreilles ; des œufs en grand nombre avaient été déposés aux aines, à l'orifice du prépuce et au pourtour de l'anüs.

(1) Alors professeur de clinique chirurgicale à « Johns Hopkins Medical School » de Baltimore.

(2) Comme je l'ai déjà signalé dans la première édition de mon *Précis de parasitologie*, il ne s'agissait certainement pas de la *Sarcophaga carnaria* qui est vivipare ; les mouches en cause, ovipares, étaient probablement des *Calliphora* ou des *Lucilia*.

« Le malheureux reproduisait dans toute son horreur et ses circonstances effrayantes, la maladie de Job et d'Hérode ; il était dévoré tout entier par les larves des mouches des cadavres qu'avaient attirées sur sa personne le fumet de sa malpropreté et l'odeur de son vin. » (Cruveilhier).

Après une amélioration momentanée et alors que Cloquet comptait présenter son malade à l'Académie de médecine, le chiffonnier succomba.

L'autopsie permit de constater de graves lésions cutanées et, en plus de celles décrites ci-dessus, d'autres intéressant le périoste crânien détruit en partie et séparé des os, là où il existait encore, sur une grande étendue.

Quelques myiases spontanées du même type, rencontrées chez l'homme dans diverses régions d'Europe, en Asie et surtout en Amérique tropicale ont laissé l'impression que les larves de mouches sont des êtres extrêmement nuisibles. C'est cette impression que j'avais conservée depuis le début de mes études médicales, impression renforcée ultérieurement quand j'eus l'occasion de voir les délabrements provoqués par ces êtres chez les dromadaires, ânes et mulets de la mission du Bourg-de-Bozas, en Afrique équatoriale, en 1901, puis chez un éléphant tué dans le bassin du Haut-Nil en 1902, ainsi que chez les porcs des abattoirs de São-Paulo (Brésil) et chez quelques mulets et chevaux en divers points du Brésil en 1913 et 1914. Enfin, l'étude des myiases expérimentales, en partant d'œufs ou de larves de diverses *Lucilia*, *Sarcophaga* et *Calliphora*, effectuée par moi, en 1910, sur des rats et des pigeons, m'avait convaincu d'autre part que ces êtres pouvaient être extrêmement nocifs.

Cependant, en faisant l'historique des myiases, sans remonter au cas du légendaire Job, on peut relever quelques observations intéressantes. C'est ainsi que, dès 1579, Ambroise Paré signale le cas d'un homme qui, malgré la présence de nombreuses larves dans une plaie compliquée du crâne, guérit de ses blessures. Voici d'ailleurs ce que le grand chirurgien écrit à ce sujet :

La lecture de ce texte ne permet pas d'admettre, comme certains auteurs, qu'Ambroise Paré ait constaté l'action bienfaisante des larves, dont il n'a fait que constater la présence.

D'après Buchman et Blair (1932), après Ambroise Paré, le rôle des larves dans les plaies aurait été signalé par Hieronymus Fabricius (1654) et Zachmann (1704) :

p. CCCLXVI. — « Et en cest endroit je feray recit de ce que j'ay fait estant en Piedmont, Chirurgien de deffunt monsieur le Mareschal de

Montejan (qui lors étoit lieutenant du Roy), je pensay un laquais de defunt monsieur de Goulaines : qui fut blessé d'un coup d'espée sur l'os pariétal, partie senestre non penetrant jusques à la seconde table et quelques jours après que la playe estoit presque consolidée et guarie, arriva à Thurin quelque compagnie de soldats de son païs de Gascogne, avec lesquels un matin mangea des tripes fricassées avec force oignons et épices, et ne fut aussi sans boire vin fort et en quantité, et sans eau. Dont tost après tomba en fièvre continue et perdit la parole et le sens et lui survint grande tumeur à toute la teste et au visage, les yeux rouges et enflammés, issants hors de la teste. Ce que voyant, j'appelay médecins et chirurgiens pour adviser qu'on feroit pour lui sauver la vie. Et fusmes tous d'avis de le saigner et clystériser et faire application de plusieurs remèdes sur la teste avec frictions et ligatures aux extremités : néanmoins, tout le coste de la partie affectée, quelques jours après s'apostema. Et ayant fait ouverture, jettla grande quantité de sanie et trouvay le cuir musculoux qui estoit déprimé, auprès de l'os avec le péricrane, de la largeur environ quatre doigts : et finalement toutes les deux tables de l'os furent altérées, pourries, noires et fétides. Et, pour corriger cette corruption, j'appliquay par intervalle, cautères actuels : et ce tant pour corriger la pourriture que pour faire séparation de ce qui estoit altéré. Et environ un mois après, le pensant, veis sortir certaine quantité de vers de dessous ledit os pourri, par aucuns trous de la carie : ce qui fut cause de me faire haster d'extraire et lever ledit os, qui bransloit longtemps auparavant. Et dessus la dure-mère, trouvay où nature avoit engendré chair, trois cavités à mettre le poulce, qui estoient remplies de vers grouslants et mouvants, lesquels estoient chacun de grosseur environ d'un fer d'aiguillette, ayants la teste noire. Or, estoit la portion d'os que nature avait séparé, de grandeur de la paulme de la main et plus : tellement qu'à le voir on ne pouvait comprendre que Nature eust peu jetter et séparer telle quantité de l'os du crane sans mort. Et toutesfois, il en guarit outre l'esperance de tous ceux qui l'avoient veu : mais après la consolidation de la playe, la cicatrice lui demeura grandement cave (ce qui est escrit d'Hipp.), pour raison de la perte de l'os, qui est de matière spermatique, laquelle ne se peut regerer selô sa première intention. »

Plus tard, en 1803, le baron Larrey, relatant ses observations au cours de la campagne d'Egypte et de Syrie observe fréquemment dans les plaies des larves d'une mouche commune en Orient :

p. 116. — « Cependant, malgré la pénurie des moyens, surtout des médicaments, malgré l'insalubrité des camps, les blessures parcoururent en général toutes leurs périodes jusqu'à la cicatrisation, sans accident notable. Pendant le travail de la suppuration, les blessés furent seulement incommodés des vers, ou larves de la mouche bleue, commune en Syrie.

« L'incubation des œufs que cette mouche déposait sans cesse dans les plaies, ou dans les appareils, était favorisée par la chaleur de la saison, l'humidité de l'atmosphère et la qualité de la toile à pansements (elle était de coton), la seule qu'on ait pu se procurer dans cette contrée.

« La présence de ces vers dans les plaies, paraissait accélérer la suppuration, causait des démangeaisons incommodes aux blessés, et nous forçait de les panser trois ou quatre fois le jour. Ces insectes, formés en quelques heures, se développaient avec une telle rapidité, que du jour au lendemain, ils étaient de la grosseur d'un tuyau de plume de poulet. On faisait à chaque pansement des lotions d'une forte décoction de rhue et de petite sauge, qui suffisait pour les détruire, mais ils se reproduisaient bientôt après, par le défaut de moyens propres à écarter l'approche des mouches, et à prévenir l'incubation des œufs. »

Enfin, plus tard, dans sa « Clinique chirurgicale », publiée en 1829, il rappelle ses observations en Syrie et écrit les lignes suivantes :

« p. 51. — Il est encore un genre particulier de corps étrangers que nous ne croyons pas devoir passer sous silence ; c'est celui que nous avons eu l'occasion de remarquer en Syrie, pendant l'expédition d'Egypte, chez la plupart de nos blessés. Lors du travail de la suppuration de leurs plaies, ces blessés furent incommodes des vers ou larves de la mouche bleue commune dans ce climat. Ces insectes, formés en quelques heures, se développaient avec une telle rapidité, que, du jour au lendemain, ils étaient de la grosseur d'un petit tuyau de plume, ce qui effrayait beaucoup nos soldats, malgré tout ce que nous pouvions faire pour les rassurer à cet égard : il n'y eut que l'expérience qui put les convaincre que, *loin d'être préjudiciables à leurs plaies, ces insectes en accélèrent la cicatrisation, en abrégant le travail de la nature*, et en provoquant la chute des escarres celluluses qu'ils dévoraient. *Ces larves, en effet, ne sont avides que des matières putrescibles et épargnent constamment les parties pourvues de la vie* : aussi n'avons-nous jamais vu, dans ces circonstances, survenir d'hémorragie, à quelque profondeur que se soient portés ces insectes, selon l'étendue de la plaie. Des lotions d'une forte décoction d'ail, de rhue ou de petite sauge, faites à chaque pansement, suffisaient pour les détruire, mais ils se reproduisaient bientôt après, par le défaut des moyens propres à écarter l'approche des mouches et à prévenir l'incubation de leurs œufs. On y parviendrait aisément en trempant la première compresse de l'appareil dans une dissolution de camphre ou de toute autre liqueur antiseptique. »

Larrey est donc, à notre avis, le premier auteur qui ait signalé les effets bienfaisants des larves de « mouches bleues » dont l'espèce est restée malheureusement indéterminée.

Malgaigne (1847), dans son ouvrage sur les fractures compliquées, n'apporte aucun fait nouveau sur ce sujet, comme cela a été dit par divers auteurs, il se contente de rapporter l'opinion de Larrey dans les lignes suivantes :

« Peu importe, dans cette méthode, l'abondance de la suppuration ; le pus s'écoulera en dehors, entre le membre et l'appareil, et on en sera quitte pour l'absterger ; s'il vient à imbiber le bandage de manière à compromettre sa solidité, on le renforcera à l'extérieur par de nouvelles compresses. Les vers même peuvent s'engendrer sous l'appareil ; c'était, au dire de Larrey, un avantage, attendu qu'ils rongeaient les parties mortes et hâtaient la détersion de la plaie, et il ne renouvelait son appareil que s'ils se développaient en trop grand nombre, le trop grand nombre seulement étant nuisible. »

D'après Buchman et Blair, J.-G. Millingen (1809), Shafer, Crile et Martin confirmèrent les observations de Larrey, aux Etats-Unis, ainsi que W.W. Keen, ce dernier durant la guerre de Sécession (1860). D'après ces mêmes auteurs, un médecin de l'armée du Sud ou armée confédérée, J.-F. Zacharias, de Cumberland, aurait même utilisé avec succès des larves de mouches dans le traitement des plaies suppurées.

Au cours de la grande guerre, divers médecins ont été frappés du bon aspect de certaines plaies envahies par des larves de mouches. Le chirurgien américain W.-S. Baer, en particulier, avait été surpris de voir que des blessés atteints de fractures compliquées, ayant de grandes pertes de substance, abandonnés plusieurs jours sur le champ de bataille et dont les plaies étaient envahies par de nombreuses larves de mouches, ne présentaient ni fièvre ni signes d'infection. Ce même auteur avait constaté d'autre part, que les plaies après un nettoyage rigoureux et l'extirpation des larves, étaient comblées par un tissu sain, rose et débarassées des débris sphacelés qu'il s'attendait à trouver (1). Ces observations conduisirent W.-S. Baer à faire d'abord un certain nombre d'expériences sur des animaux, puis, en 1931, des essais de traitement sur

(1) Ce travail était déjà rédigé quand j'ai eu l'occasion d'observer aux environs de Carentan (Manche), le 21 juillet 1933, un taureau convalescent de fièvre aphteuse ayant de nombreuses larves de mouches dans des plaies, fréquentes dans cette maladie, situées au-dessus des sabots des pattes postérieures. Les pattes antérieures présentaient des plaies en bonne voie de cicatrisation, d'où les larves avaient disparu depuis quelques jours. Les larves extraites, appartenant au genre *Lucilia*, seront déterminées spécifiquement à l'éclosion des adultes. Comme Baer l'avait signalé chez l'homme, j'ai eu la grande surprise, après avoir lavé les plaies, de constater qu'elles avaient un très bon aspect et présentaient un fond rouge granuleux très propre.

l'homme. C'est donc à lui que revient tout le mérite de cette audacieuse innovation.

Il est probable que l'utilisation des larves de mouches aurait été faite depuis longtemps si les chirurgiens qui ont observé les cas relatés ci-dessus, avaient été en même temps de bons naturalistes et s'ils avaient su qu'il y a à la surface du globe de nombreuses espèces de mouches présentant un parasitisme facultatif à l'état larvaire et s'ils avaient su également que, en fonction des espèces observées les lésions peuvent être graves ou bénignes suivant que les larves qu'elles engendrent détruisent les tissus vivants ou se contentent, en se nourrissant de tissus morts, de nettoyer les plaies.

Il existe en effet des espèces de mouches dont les larves peuvent être utilisées et d'autres espèces qui peuvent produire des accidents en détruisant des tissus sains, comme cela a été observé récemment par Buchman et Blair (1932). Ces derniers, au cours de leurs belles recherches, à New-York, avaient, un jour, faute de mouches d'un élevage pur, utilisé dans un but thérapeutique des œufs de mouches indéterminés, récoltés sur de la viande.

Il faut encore se souvenir que la mouche utilisée actuellement en chirurgie, la *Lucilia sericata* (1), est un insecte susceptible de provoquer chez des moutons sains d'Angleterre, de Hollande, d'Australie, de l'Afrique du Sud, des Etats-Unis des myiases très graves faisant perdre des milliers de moutons chaque année aux éleveurs de ces régions ; les bovidés sont rarement attaqués.

Cette même mouche, d'après Patton et Evans (1929, p. 459) produirait chez l'homme, en Chine, des myiases redoutables souvent accompagnées de grandes destructions de tissus.

Le Professeur W.-S. Patton (2) a bien voulu m'écrire qu'au cours d'un séjour qu'il fit en Chine, en 1925-1926, les élevages des larves extraites des plaies humaines lui donnèrent des *Lucilia sericata*. C'est probablement cette même espèce qui déterminerait une myiase fréquente, il y a une trentaine d'années, chez certains sup-

(1) Au début de ses recherches, Baer (1931) a utilisé, en plus de cette espèce, *Lucilia caesar* et *Phormia regina* ; Livingston et Prince se sont servi de *Calliphora erythrocephala* ; Wilson, Doan et Miller (1932) ont utilisé *L. sericata* et *Phormia regina*. Il semble qu'actuellement seule la larve de *L. sericata* est utilisée pour la production des myiases chirurgicales. Cependant, à Burgos (Espagne), Vara Lopez et Thorbeck (1933) viennent d'utiliser avec succès les larves de *Calliphora erythrocephala* ; à Khartoum, C. Grantham-Hill (1933) a eu des résultats favorables avec les larves de *Wohlfartia nuba*.

(2) Patton et Evans (1929), p. 420, signalent que, dans le nord de la Chine, cette mouche pond souvent ses œufs dans les tissus humains, particulièrement dans les blessures, coupures et ulcères, etc. Pendant la récente guerre civile dans ce pays, ses larves déterminaient de grandes souffrances, car chaque blessure qui restait exposée était rapidement infestée par des larves de mouches.

pliés dont le bourreau incisait la peau afin de favoriser la ponte des mouches (1).

Ces faits nous montrent qu'il y a vraisemblablement des races de *Lucilia* présentant les unes des larves utilisables en chirurgie et les autres des larves susceptibles de provoquer des destructions de tissus sains, qu'il faut rejeter de la pratique. C'est tout au moins

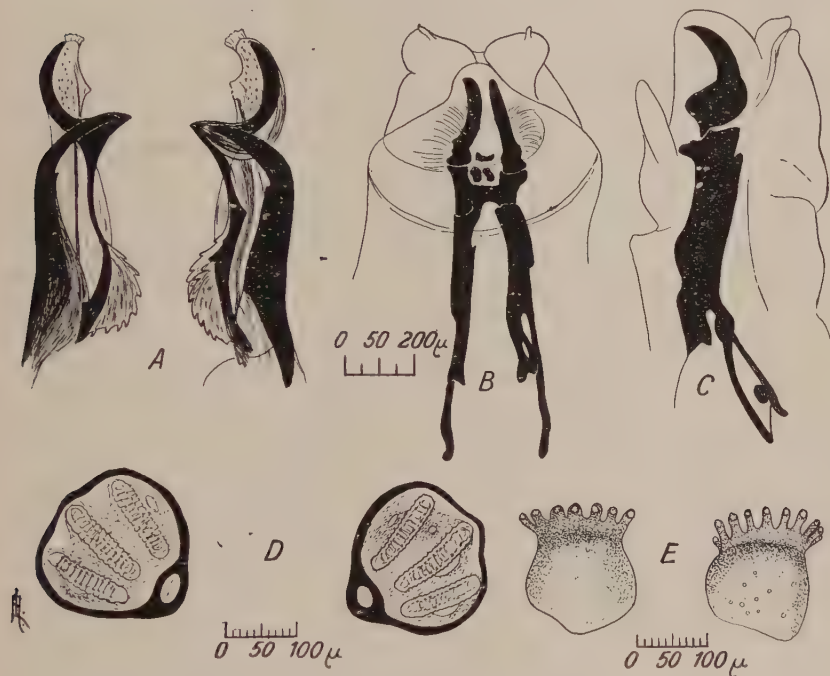


FIG. — Quelques caractères anatomiques de la *Lucilia sericata*. — A. Pénis de deux exemplaires d'élevage. — B et C. Crochets buccaux vus de face et de profil. — D. Stigmates postérieurs séparés par un intervalle assez grand dans cette espèce. — E. Stigmates antérieurs.

mon opinion et c'est la raison pour laquelle, après avoir eu l'occasion de voir en août 1932, à Puebla, dans la clinique du D^r Agustín Cruz y Celis, puis à Mexico dans celle du D^r Ulises Valdes, enfin à New-York, en novembre 1932, dans le service du D^r Buchman, des cas traités avec succès par les larves de la *Lucilia sericata*, j'ai rapporté du Mexique et de New-York, la précieuse mouche qui a

(1) Renseignements inédits qui m'ont été donnés à Djibouti en 1901 par mon regretté confrère le D^r Chabaneix, médecin des troupes coloniales.

été déterminée et transmise aux auteurs cités ci-dessus par le Bureau d'Entomologie de Washington (1).

Les mouches que j'éleve actuellement à mon laboratoire avec l'aide précieuse de deux dévoués collaborateurs, étudiants en médecine, MM. R. Durousseau-Dugontier et A. Maurice, m'ont été données, ainsi que tous les renseignements techniques concernant leur élevage par le Dr John E. Blair, chef de laboratoire à « l'Hospital for joint diseases » de New-York ; celles que le Dr Valdes m'avait données à Mexico et qui avaient d'ailleurs la même origine ont éclos prématurément en route et sont mortes.

La *Lucilia sericata* est une mouche cosmopolite, très commune en France, avec laquelle j'ai provoqué, dès 1910, des myiasés expérimentales. Cependant, ne sachant pas si je pourrais trouver une bonne souche de cette espèce, utilisable en chirurgie, à mon retour de voyage, j'ai préféré rapporter d'Amérique des mouches ayant déjà fait leurs preuves dans le traitement de l'ostéomyélite chronique et de l'ostéomyélite aiguë.

Les *Lucilia sericata* élevées en captivité en partant de pupes et nourries avec de l'eau miellée et des suc de viande, de rate ou de cerveau, commencent à s'accoupler à la lumière sur les parois des cages et non pendant le vol, vers le cinquième ou sixième jour après l'éclosion ; les mâles sont toujours plus petits que les femelles. Ces dernières pondent deux jours plus tard à la température de 25° et dans une atmosphère dont l'humidité peut varier de 40 à 60 pour 100.

Une femelle isolée, fécondée, peut effectuer de deux à cinq pontes séparées par des intervalles de quelques jours (G. Cousin, 1929).

Il est probable qu'une seule femelle pond durant ses trente-cinq jours de fécondité environ un millier d'œufs. Ces derniers éclosent en quelques heures à 25° C., mais ne résistent que peu de temps à la glacière (4-6°), ce qui ne permet pas d'arrêter les élevages et de les reprendre en partant d'œufs conservés à une basse température comme je le fais depuis plus de trente ans avec les œufs d'ixodins.

Les larves primaires sortant des œufs, grossissent rapidement dans un milieu approprié, dans la viande en particulier, muent et donnent une larve secondaire qui, elle-même, donne naissance, après une nouvelle mue, à la larve tertiaire laquelle, après s'être suffisamment développée cesse de se nourrir et se transforme en

(1) Les larves stériles ou « surgical maggots » peuvent être achetés à New-York aux « Lederle laboratories ».

pupe. L'évolution de la larve s'effectue en cinq à sept jours environ à 25°. Le stade pupal à la même température est aussi d'environ six ou sept jours.

Les adultes qui prennent naissance peuvent vivre en captivité de deux à six semaines si les cages sont assez grandes pour éviter le traumatisme des ailes et si les conditions d'humidité, de température et de nutrition sont favorables. Le cycle complet de l'animal d'œuf à œuf est d'environ six à huit semaines dans les élevages. Dans la nature, le cycle peut être beaucoup plus long quand les froids surviennent et arrêtent l'activité des larves et les métamorphoses pendant plusieurs mois. Cette suppression d'activité peut être utilisée expérimentalement quand on désire suspendre les élevages de mouches pendant quelques semaines ou quelques mois. Il suffit pour atteindre ce but de mettre à la glacière, dans de la poudre de liège, un grand nombre de larves mûres et de pupes (1) qui peuvent rester vivantes pendant plus de six semaines.

Pour obtenir des larves destinées à perpétuer l'élevage, il suffit de mettre les œufs pondus avec une pièce de viande, de foie ou de rate d'un volume en rapport avec l'importance de la ponte, dans un cristallisoir recouvert d'une toile afin d'éviter la contamination de l'élevage par des pontes de mouches étrangères et nuisibles. Les larves mûres émigrent du milieu où elles se sont développées et cherchent un endroit favorable pour le transformer en pupes. Afin de favoriser ce phénomène, il suffit de mettre le cristallisoir qui les renferme et dont on a enlevé le couvercle en toile, dans un autre cristallisoir plus grand et plus haut dont le fond est recouvert d'une couche de un ou deux centimètres de sciure de bois ou mieux de poudre de liège. Ce cristallisoir est couvert à son tour avec une toile afin d'éviter les évasions de larves et la contamination de l'élevage. Dans des conditions favorables toutes les larves se transforment en pupes en un ou en plusieurs jours et les premiers adultes émergent environ sept jours plus tard, comme je l'ai déjà dit plus haut.

Cette espèce hiberne en France, soit à l'état de larve, soit à l'état de pupa. Pour obtenir des larves en toutes saisons, il faut en faire l'élevage dans une étuve vitrée (fig.), aussi éclairée que possible, dont le modèle m'a été communiqué par le Dr Blair, à New-York. Celle que j'emploie (fig.) est chauffée avec des ampoules électriques, sans régulateur, elle présente deux compartiments super-

(1) Dans des conditions naturelles, des pupes ont pu passer l'hiver et éclore 115 jours après leur formation, et d'autre part des larves rester actives 69 jours avant de se transformer en pupes (Smit, 1928).

posés renfermant chacun une cage grillagée sur toutes ses faces, sauf celle par où sont introduits les aliments et prélevés les œufs pondus. Cette face est en toile et pourvue d'une manche fixée en son centre. Ces cages à mouches ont environ 45 centimètres de côté, ce qui permet aux animaux de voler et de s'accoupler. A la température de 20 à 30° C., j'ai pu obtenir des élevages successifs depuis la fin de décembre jusqu'à ce jour en nourrissant les insectes avec de l'eau miellée et des sucs prélevés par eux sur les fragments de muscle de bœuf ou de rate sur lesquels les femelles déposent leurs amas d'œufs cinq ou six jours après leur éclosion.

Les œufs sont récoltés le soir, puis mis à la glacière pendant la nuit et stérilisés le matin suivant afin d'obtenir en partant d'eux des larves absolument stériles comme celles étudiées dans un but biologique par Wollman dès 1922.

Divers procédés de stérilisation ont été préconisés par W.-S. Baer, Murdoch et Smart, Child et Roberts, White et Buchman et Blair.

L'appareil semblant le plus pratique pour la stérilisation des œufs est celui décrit par Buchman et Blair (1932) (fig. 4 et 5). Il est composé d'un creuset de Gooch en porcelaine à fond percé de petits trous (b, fig. 5), muni d'un couvercle et fixé par un anneau de caoutchouc sur un entonnoir à corps cylindrique, pourvu d'un tuyau de caoutchouc qui peut être ouvert ou fermé par une pince de Mohr (c, fig. 4). Afin d'éviter la perte des œufs qui seront mis ultérieurement dans le creuset, il est nécessaire de garnir le fond de ce dernier avec une toile laissant facilement passer l'eau ou mieux avec une toile métallique fine (1), fixée sur un cercle de métal s'emboîtant bien dans le creuset et cependant facile à enlever avec une pince quand les œufs auront été traités. Les appareils étant ainsi montés sont enveloppés de papier et stérilisés à l'autoclave (d, fig. 4).

Pour obtenir des larves stériles, il faut récolter les pontes dans les cages d'élevage, les laisser quelques heures à la glacière dans le but de durcir la coque des œufs et de les rendre moins fragiles au cours des manipulations, puis les mettre dans une boîte de Petri et les dissocier à l'aide d'un pinceau. Les œufs sont ensuite mis dans un tube stérile avec une solution de formol à 10 pour 100, agités 2 ou 3 minutes, puis versés dans le creuset et lavés par un courant d'eau stérile de 100 à 200 cc. qui s'écoule par l'entonnoir dont la pince a été enlevée. On fait alors couler dans le creuset une solution de formol à 10 %, on place la pince de Mohr et le creuset se remplit alors de cette solution. Après cinq minutes, les œufs

(1) Toile de bronze N° 70 pour meunerie (Renaud et Tripette, Paris).

sont stérilisés, on enlève alors la pince, on fait écouler le formol puis les œufs sont rincés en faisant passer sur eux, dans le creuset, environ 300 cc. d'eau stérile. C'est alors que le petit disque (*a*, fig. 5) sur lequel les œufs sont déposés est porté aseptiquement (*c*, fig. 5) dans les tubes de culture (1).

Au lieu d'employer les fioles d'Erlenmeyer ou les petits flacons utilisés par les auteurs américains, je préfère employer des tubes à essai à large ouverture (28 à 30 millimètres) dont la manipulation est beaucoup plus facile. Le milieu nutritif est composé de gélose à 1,5 pour 100 rendue nutritive, soit avec des fragments de foie cuit, soit avec des poudres d'organes comme le bacto-liver (Difco) à la dose de 10 p. 100.

A la température de 25°, les œufs éclosent en quelques heures et les jeunes larves se développent très bien sur le milieu décrit plus haut. Pour s'assurer qu'elles sont stériles, des ensemencements sont faits au bout de 24 heures en milieux aérobies et anaérobies placés ensuite à 37° (*e* et *f*, fig. 5). Si ces cultures sont négatives 24 heures plus tard, les larves, alors âgées de 48 heures, peuvent être utilisées de suite ou placées dans une glacière réglée à 5-6° C. où elles peuvent se conserver quelques jours.

C'est dans le cas d'ostéomyélite chronique et dans certaines fractures compliquées que les myiases provoquées donnent les meilleurs résultats, surtout chez les sujets jeunes où la cicatrisation est parfois obtenue dans plus de 90 p. 100 des cas ; des résultats partiels ont été enregistrés aussi dans l'ostéomyélite tuberculeuse. Enfin en utilisant, non plus les larves, mais des extraits, filtrés et stériles de leur corps, on peut obtenir, aussi bien dans l'ostéomyélite que dans des cas de sinusite et d'infection de l'oreille moyenne d'excellents résultats, surtout en leur associant des autovaccins (S.-K. Livingston 1932).

Les larves de *Lucilia* ayant besoin d'air, il est nécessaire de les placer, dans un cas d'ostéomyélite chronique, sur une plaie bien nettoyée par le chirurgien après extirpation complète des séquestres osseux, car les larves ne détruisent pas ces derniers. Dans ces conditions, les larves ont la possibilité de mettre leurs stigmates respiratoires postérieurs au contact de l'air de temps en temps, ce qui ne les empêche pas de faire de nombreuses explorations dans les fistules que peut présenter le malade.

Le nombre de jeunes larves de 48 heures à mettre sur les plaies

(1) Au cours de mes recherches sur les myiases expérimentales (1910), j'obtenais d'excellents résultats, en plaçant sur les plaies provoquées chez les animaux, des pontes entières de Lucilie. On pourrait peut-être employer également ce procédé chez l'homme en utilisant des œufs stériles.

varie, suivant les dimensions de ces dernières, entre 200 et 1.000. Le chiffre des larves est d'ailleurs facile à évaluer volumétriquement, avec un peu d'habitude.

Pour recueillir les larves, on verse de l'eau stérile dans les tubes de culture et on tamise ce liquide sur un petit tamis en toile de bronze n° 70 (*f*, fig. 5). Il est alors facile de verser les larves sur la plaie.

Après le dépôt des larves, il faut entourer les bords de la plaie de bandes de leucoplaste non perforé et fixer sur ce dernier, avec d'autres bandes de la même substance, soit une feuille de toile métallique de bronze à mailles fines (1), soit une toile stérile perméable à l'air, et exposer ensuite la plaie pendant dix ou quinze minutes à la lumière artificielle ou mieux au soleil, ce qui oblige les larves, photophobes, à s'enfoncer dans la plaie et dans les fistules et à s'adapter à leur nouveau milieu.

Après l'application des larves, le malade ressent des démangeaisons en général supportables ; dans le cas contraire, on peut donner pour la nuit des médicaments calmants. Certains auteurs ont noté un accès fébrile survenant 24 ou 48 heures après l'application des larves. Ces dernières se nourrissent de pus dont elles provoquent la formation et des tissus sphacelés liquéfiés par les protéases, agissant en milieu alcalin, qu'elles évacuent soit par leur bouche suivant certains auteurs (J.-H. Fabre, 1894, Smit (B.), 1928), soit avec leurs déjections suivant d'autres (Hobson, 1931).

Quatre ou cinq jours après leur dépôt, les larves ont atteint leur taille maxima et elles doivent quitter les plaies afin de terminer leur cycle évolutif hors du corps du sujet parasité. Le chirurgien doit alors les enlever, laver la plaie à la solution physiologique et la laisser 24 heures sans larves ou en faire une deuxième application dans les mêmes conditions que celles décrites ci-dessus.

En général, après trois ou quatre, parfois six ou sept (2) applications, les résultats recherchés sont obtenus et la plaie inodore, à fond rose, bourgeonnante et propre, se referme progressivement sans fistulisation, si les séquestres osseux ont été extraits au préalable par le chirurgien (3). D'autre part, les os vus à la radiogra-

(1) Toile de bronze pour meunerie N° 40 (Renaud et Tripette, Paris).

(2) Il est intéressant de noter ici qu'au moment où la plaie est à peu près cicatrisée les jeunes larves stériles déposées sur elle ne vivent que quelques heures (Baer, 1931 ; Buchman et Blair, 1932 ; Livingston et Prince, 1932).

(3) Wilson, Doan et Miller, qui ont obtenu 22 guérisons sur 26 cas d'ostéomyélite traités par les larves de mouches, signalent un cas d'ostéomyélite aiguë chez un enfant de trois ans entré le cinquième jour de l'infection à l'hôpital avec une température de 40° et 50.000 leucocytes par millimètre cube de sang. Le pus de la moelle osseuse renfermait du *Staphylococcus aureus*. L'enfant traité fut complètement guéri en six semaines.

phie ont un aspect régulier contrastant avec tout ce qui est d'habitude observé dans les autres méthodes de traitement et leur calcification est uniforme et rapide (Pomeranz, 1932).

Les résultats observés sont si vivement appréciés des malades eux-mêmes que ces derniers acceptent volontiers le renouvellement de ce traitement dans le cas où un nouveau foyer d'ostéomyélite se déclare sur un autre point de leur corps.

*
**

S'il est facile d'apprécier le rôle bienfaisant des larves de mouches dans le traitement de l'ostéomyélite chronique, il est encore assez difficile d'expliquer exactement par quel mécanisme elles agissent. W.-S. Baer admettait qu'elles débarrassaient les plaies des parties mortifiées et sécrétaient des substances favorables à leur cicatrisation, substances qui ont été obtenues par Livingston (1932) et qu'il a désignées sous le nom de principes actifs.

On peut obtenir des principes actifs en broyant des larves vivantes avec de la solution physiologique et en filtrant le produit obtenu d'abord sur un filtre Berkefeld à pores assez grands, puis sur un autre à pores plus fins. Les substances obtenues non protéolytiques, sont constituées par une solution de protéines dans laquelle la glucosamine, la tyrosine et le tryptophane dominent. Le produit filtré est alcalin, résiste à la stérilisation par la chaleur et possède la propriété d'agglutiner et de détruire un certain nombre de bactéries. Sa thermostabilité permet d'affirmer qu'il ne s'agit pas d'un bactériophage existant dans les excréments des larves de mouches comme l'hypothèse en avait été émise par divers auteurs.

Pour comprendre comment des larves ne possédant pas d'appareil de broyage peuvent faire disparaître de grandes masses de tissus mortifiés, il faut rappeler les recherches déjà anciennes de l'entomologiste J.-H. Fabre (1). Cet auteur a démontré que les larves se nourrissant exclusivement de produits liquides doivent

(1) P. 227 : « Même dans ce cas imparfait il saute aux yeux que les larves de Lucilie liquéfient au préalable leurs aliments. Incapables de prendre une nourriture solide, elles transforment d'abord en matière coulante le morceau exploité ; puis, la tête plongée dans le produit, à longs traits, elles hument, elles s'abreuvent. Leur dissolvant, comparable dans ses effets au suc gastrique des animaux supérieurs, est, à n'en pas douter, déversé par la bouche. Le piston des crochets, en mouvement continu, ne cesse de l'expectorer par doses infinitésimales. Tout point touché reçoit une trace de quelque subtile pepsine, et cela suffit pour que ce point bientôt diffuse. Puisque digérer n'est, en somme, que liquéfier, on peut dire sans paradoxe que l'asticot digère sa nourriture avant de l'avaler. »

transformer les produits organiques solides sur lesquels elles vivent par des substances protéolytiques. Cette opinion ne fut pas celle de Guyénot qui attribua cette protéolyse à l'action des bactéries pullulant dans les chairs en putréfaction. Cependant, Wollman, en élevant des larves stériles qui pouvaient parfaitement se développer dans des milieux également stériles, a démontré que les bactéries n'étaient pas indispensables, ce qui a été amplement confirmé depuis.

Des recherches récentes de Baer, de Livingston et Prince, ont montré, d'autre part, que les produits éliminés dans les plaies par les larves étaient susceptibles de rendre très alcalines les sécrétions primitivement acides et de diminuer considérablement le

EXPLICATION DES PLANCHES X ET XI

PLANCHE X

FIG. 1. — Etuve d'élevage divisée en 3 compartiments séparés par des plaques perforées destinées à laisser passer l'air circulant grâce à des orifices d'entrée placés en bas et de sortie placés en haut. Un des côtés de l'étuve est en bois plein, les autres sont pourvus de vitres. Le compartiment inférieur renferme les lampes électriques au-dessus desquelles se trouve un plateau rempli d'eau destinée à maintenir le degré d'humidité de 30 à 60 p. 100. Les deux compartiments supérieurs renferment une cage à mouches (fig. 2).

FIG. 2. — Cage à mouches cubique de 40 centimètres de côté : cinq faces sont couvertes de toile métallique fine, de fer ou mieux de bronze ; la sixième est en toile et présente au centre une manche permettant d'introduire dans la cage et d'en sortir ce que l'on désire.

FIG. 3. — Pontes de *Lucilia sericata* sur un fragment de viande.

FIG. 4. — Dispositif pour la stérilisation des œufs. *a*, solution de formol à 10 p. 100 ; *b*, eau stérilisée ; *c*, creuset de Gooch pourvu de son couvercle et fixé, à l'aide d'un anneau de caoutchouc, sur un entonnoir cylindrique dont la douille porte un tube fermé par une pince de Mohr ; l'entonnoir et le creuset reposent sur un trépied métallique par l'intermédiaire d'un triangle en terre de pipe ; un cristalliseur sert à recueillir les liquides de lavage ; *d*, entonnoir et creuset préparés pour la stérilisation.

PLANCHE XI

FIG. 5. — Matériel pour l'élevage aseptique des larves. *a*, couvercle du creuset de Gooch et disque de toile de bronze n° 70 couvert d'œufs à stériliser ; *b*, fond perforé du creuset de Gooch ; *c*, gros tube pour la culture des larves stériles ; *d*, tube pour le contrôle de la stérilité des larves en milieu aérobie ; *e*, tube pour le contrôle de la stérilité des larves en milieu anaérobie ; *f*, petit tamis en toile de bronze n° 70, utilisé au lit du malade pour récolter les larves développées dans les tubes de culture (*c*) ; *g*, larves de *Lucilia sericata* ; *h*, pupes de *Lucilia sericata*.

FIG. 6. — Pansement d'une malade du Dr Moulounguet. La pièce de toile de bronze recouvrant la plaie garnie de larves est maintenue par des bandes de leucoplaste.



FIG. 1



FIG. 2



FIG. 3



FIG. 4



FIG. 5



FIG. 6

nombre des microbes qui s'y trouvaient (1). Ce fait, d'une grande importance, peut, en majeure partie, expliquer la rapide cicatrisation des plaies. Enfin, Buchman et Blair estiment que par les nombreuses épines qu'elles présentent sur les anneaux de leur corps, les larves peuvent irriter mécaniquement les tissus au milieu desquels elles vivent et stimuler le processus de cicatrisation.

Les divers mécanismes que nous venons de signaler agissent simultanément, mais nous devons rappeler que, même en l'absence de larves vivantes, les extraits stériles de leur corps peuvent, d'après S.-K. Livingston, donner, dans certains cas, des résultats très satisfaisants, ce qui montre l'importance de l'action sur les bactéries et les tissus eux-mêmes, des substances excrétées par les larves.

Pour conclure, nous dirons que si de nouvelles recherches scientifiques doivent être effectuées dans le but d'élucider le mode d'action des vers, il reste un fait acquis en clinique, c'est que tous les auteurs ayant présenté des statistiques de 20 à 100 cas sont unanimes à déclarer que cette méthode, associée bien entendu à l'action chirurgicale, est supérieure à toutes celles habituellement utilisées et qu'elle doit être généralisée.

BIBLIOGRAPHIE

- ASBURY (E.) et FLOOK (S.). — Maggot treatment of osteomyelitis. *Jl. Med.*, XIII, mai 1931, p. 126-130.
- BAER (W. S.). — Abstract of his discussion of paper on osteomyelitis. *South. Med. Jl.*, XXII, 1921, p. 582.
- The treatment and cure of the disease known as osteomyelitis. *Hearings before the committee on World War Veteran's legislation, House of representatives; Seventy-first Congress, Second session, april 17, 1930.* U. S., Govern. printing office.
- *Proc. Interst. Post-Grad. M. Ass.*, N. America, 1930, p. 371.
- The treatment of chronic osteomyelitis with the maggot (larva of the blow fly). *Jl. Bone et Joint Surg.*, XIII, 1931, p. 438.
- BISHOPP (F. C.). — Flies which cause myiasis in man and animals. Some aspects of the problem. *Jl. Econ. Ent.*, VIII, n° 3, 1915, p. 317-329.

(1) Dans les cas d'ostéomyélite chronique traités par Livingston et Prince (1932), ces auteurs ont rencontré les microbes suivants en culture pure ou associés les uns aux autres : *Staphylococcus hemolyticus*, *S. aureus*, *S. albus*, *Streptococcus hemolyticus*, *Bacillus pyocyaneus*, et divers germes diptéroïdes. Dans deux cas d'ostéomyélite tuberculeuse il y avait association de *S. albus* et *S. aureus* dans un cas et une infection pure à *S. hemolyticus* dans l'autre cas.

- BISHOPP (F. C.), LAAKE (E. W.) and PARMAN (D. C.). — Screw worms and other maggots affecting animals. *U. S. Depart. of Agric., Farmer's Bull.* n° 857.
- BUCHMAN (J.) et BLAIR (J. E.). — Maggots and their use in chronic osteomyelitis. *Surg. Gynec. and Obst.*, IV, août 1932, p. 177-190.
- BRUMPT (E.). — *Précis de Parasitologie*, 1^{re} édit., Masson édit. Paris, 1910, p. 614, 615.
- CHILD (F. S.) et ROBERTS (E. F.). — The treatment of chronic osteomyelitis with live maggots. *New-York State Jl. Med.*, XXXI, août 1931, p. 937-943.
- COUSIN (Germaine). — Sur le mode de ponte de *Lucilia sericata* Meig. *C. R. Soc. Biol.*, C, n° 10, 1929, p. 731-732.
- CRUVEILHIER (J.). — *Traité de l'Anatomie pathologique générale*, III, p. 8.
- FABRE. — *Souvenirs entomologiques. Les Lucilies*. 8^e série. Delagrave, Paris, 1894.
- FECHNER (F.). — Spontaneous therapeutic action of fly maggots. *München. Med. Wochenschr.*, LXXIX, 5 août 1932, p. 1278-1279.
- FLETCHER (F.) et HAUB (J. G.). — Digestion in blowfly larvæ *Phormia regina* Meigen, used in the treatment of osteomyelitis. *Ohio Jl. Sci.*, XXXIII, 1933, p. 101-109.
- GARCIA RIVERA (A.). — *Rev. med. cubana*, XLIII, août 1932, p. 934-946.
- GOLDSTEIN (H. I.). — Maggots in treatment of infected wounds complicated fractures, osteomyelitis and tuberculous abscesses. *Ann. Surg.*, XCIII, avril 1931, p. 953-955.
- Maggots. *Jl. Amer. Med. Assoc.*, XCIV, 1931, p. 290.
- Maggots in the treatment of infected wounds. *Med. Rev. of Rev.*, XXXVII, juin et juillet 1931, p. 327 et 361.
- Maggots in treatment of wound and bone infections (historical). *Jl. Bone and Joint. Surg.*, XIII, juillet 1931, p. 476-478, et aussi *Med. Jl. and Rec.*, CXXXIV, oct. 1931, p. 329-330.
- GRANTHAM-HILL (C.). — Preliminary note on the treatment of infected wounds with the larva of *Wohlfartia nuba*. *Trans. Roy. Soc. trop. med. and hyg.*, XXVII, 1933, p. 93-98, 1 pl.
- GUYENOT. — L'appareil digestif et la digestion de quelques larves de mouches. *Bull. sc. Fr. et Belg.*, XLI, 1907, p. 353.
- HALL (E. S.). — Use of maggots (wounds therapy). *Maine Med. Jl.*, XXIII, avril 1932, p. 80-85.
- HAMMERSBERG (E.). — (?) Maggot therapy in chronic osteomyelitis. *Gyógyászat*, LXXII, 9 oct. 1932, p. 618-621.
- HAUB (J. G.) et MILLER (D. F.). — Food requirements of blowfly cultures used in the treatment of osteomyelitis. *Jl. exp. Zool.*, LXIV, 1932, p. 51-56.
- HEGNER (C. F.). — Maggots in the treatment of chronic osteomyelitis. *Colorado Med.*, XXVIII, juill. 1931, p. 286-287.
- HEWITT (J. F.). — Osteomyelitis. Development of use of maggots. *Ann. Jl. nursing.*, XXXII, janv. 1932, p. 31-38.
- HOBSON (R. P.). — On an enzyme from blowfly larvæ (*Lucilia sericata*) which digests collagen in alkaline solution. *Biochem. Jl.*, XXV, 1931, p. 1458-1463.
- Studies on the nutrition of blowfly larvæ. II. Rôle of the intestinal flora in digestion. *Jl. exp. Biol.*, IX, 1932, p. 128-138.

- HOBSON (R. P.). — Studies on the nutrition of blowfly larvæ. III. The liquefaction of muscle. IV. The normal rôle of microorganisms in larval growth. *Jl. exp. Biol.*, IX, 1932, p. 359-365.
- HOPKINS (F. M.). — Use of maggots in surgical therapy. *Jl. Nat. M. A.*, XXIV, nov. 1932, p. 15-17.
- HULLSIEK (H. E.). — Maggot treatment for bone infections. *Ann. mercury*, XXVII, oct. 1932, p. 201-205.
- LARREY (Baron D. J.). — *Relation historique et chirurgicale de l'expédition de l'armée d'Orient en Egypte et en Syrie*, Paris, 1803, p. 116.
- *Clinique chirurgicale exercée particulièrement dans les camps et les hôpitaux militaires*. I. Gabon édit., Paris, 1829, p. 51.
- LIVINGSTON (S. K.). — Maggots in treatment of chronic osteomyelitis, infected wounds and compound fractures. Analysis based on treatment of 100 cases with preliminary report on isolation and use of active principle. *Surg. Gynec. and Obst.*, LIV, avril 1932, p. 702-706.
- Maggots in treatment of chronic osteomyelitis, infected wounds and compound fractures, analysis based on treatment of 100 cases with preliminary report on isolation and use of active principle. *Med. Bull. Vet. administr.*, IX, july 1932, p. 1-6.
- Maggot treatment of osteomyelitis. *Jl. Amer. Med. Assoc.*, Correspondence, XCVIII, 1932, p. 1585.
- LIVINGSTON (S. K.) and PRINCE (L. H.). — The treatment of chronic osteomyelitis with special reference to the use of the maggot active principle. *Jl. Amer. Med. Assoc.*, XCVIII, avril 1932, p. 1143-1149.
- McCLELLAN (R. H.). — Medico-legal use of maggots. *Jl. Amer. Med. Assoc.*, XCVI, 1931, p. 2226. *Canad Med. Ass. Jl.*, XXVII, sept. 1932, p. 256-260.
- MACHIN (R.). — Tratamiento de las osteomielitis por el uso de gusanos. *Rev. med. y cir. de la Habana*, 1932.
- MACHIN (R.) et TARAFÀ (J. I.). — *Rev. españ. de med. y cir.*, XV, août 1932, p. 418-420.
- MALGAIGNE (J. F.). — *Traité des fractures et des luxations*. Tome I, Baillière édit. Paris, 1847, p. 271, ligne 22.
- MICHELbacher (A. E.), HOSKINS (W. M.) et HERMS (W. B.). — The nutrition of flesh fly larvæ, *Lucilia sericata* Mg. The adequacy of sterile synthetic diets. *Jl. exp. Zool.*, LXIV, 1932, p. 109-132.
- MIGNOT (R.). — Les larves de mouches en thérapeutique chirurgicale. *Presse médicale*, 24 sept. 1932, p. 1453.
- MILLER (D. F.), DOAN (C. A.) et WILSON (E. H.). — The treatment of osteomyelitis (infection of bone) with fly larvæ. *Ohio Jl. Sci.*, XXXII, n° 1, 1932, p. 1-9.
- MURDOCH (F. F.) et SMART (T. L.). — A method of producing sterile blowfly larvæ for surgical use. *U. S. Nav. Med. Bull.*, XXIX, juillet 1931, p. 406-417.
- MYERS (J.) et CZAJA (L. M.). — The maggot treatment of osteomyelitis. *Illinois Med. Jl.*, LX, août 1931, p. 124-133.
- PARÉ (Ambroise). — *Les œuvres d'Ambroise Paré*, 2^e édit., Gabriel Buon édit. Paris 1579, p. 366.
- PARÉ (Ambroise). — (Traduction anglaise). The workes of that famous chirurgion Ambroise Parey, translated out of latine and compared with the French by Th. Johnson. Londres, 1634, p. 372.

- PATTON (W. S.) et EVANS (A. M.). — *Insects, ticks, mites and venomous animals*. Grubb édit., Croydon, 1929, p. 459.
- POMERANZ (M. M.). — Peculiar regeneration of bones following maggot treatment. *Radiology*, XIX, oct. 1932, p. 212-214.
- PRAUSNITZ (C.) et KUESTNER (H.). — Studien über die Ueberempfindlichkeit. *Zentralbl. f. Bakt.*, LXXXVI, 1921, p. 160.
- ROBERTS (E. F.). — Clinical application of blowfly larvæ. *Scient. Monthly*, XXXIV, juin 1932, p. 531-536.
- ROBINSON (W.). — The use of blowfly maggots in the treatment of osteomyelitis and certain other diseases. *Bureau of Ent.*, Washington, Circ. E-285, 1^{er} mars 1932.
- The rearing of blowflies and the culture of sterile maggots for use in osteomyelitis. *Bureau of Ent.*, Washington, Circ. E-296, 9 mars 1932.
- SIMMONS (S. W.). — Surgical maggots in the treatment of infected wounds; a convenient blowfly cage. *Jl. Econ. Ent.*, XXV, 1932, p. 1191-1193.
- SMIT (B.). — Observations on the life history of the sheep maggot fly, *Lucilia sericata*. *Sci. Bull. Dept. Agric. S. Afr.*, n° 68, 1928, 12 p.
- SMYTH (T. L.). — Use of maggots following electrocoagulation. Treatment of cancer. *Ann. Med. suppl.*, XXXVII, 9 oct. 1931, p. .
- STABEN (G. W.). — *Illinois med. Jl.*, LXII, nov. 1932, p. 441-445.
- TARAFÀ (J. I.). — *Rev. de Med. y Cir. de la Habana*, XXXVII, 31 mai 1932, p. 376-379.
- VALDES (Ulises). — El tratamiento de las osteomyelitis crónicas por las larvas de moscas. *Bol. del Sanatorio Valdes*, juillet 1931, Mexico.
- VARA LOPEZ (R.) et THORBECK (K.). — Die Behandlung der Osteomyelitis nach Baer. *Fortschritte der Therapie*, IX, 1933, p. 331-334.
- Contribucion al estudio del tratamiento de la osteomielitis con larvas de moscas. *Los Progressos de la Clinica*, Madrid, XLI, n° 6, juin 1933, p. 355-360.
- WEIL (G.-C.), HENRY (J. P.), NETTROUR (S.) et SWEADNER (R.). — Cultivation and sterilisation of fly larva or maggot. *West. Virginia Med. Jl.*, XXVII, oct. 1931, p. 458-461.
- WEIL (G. C.), NETTROUR (S.) et ROHM (R.). — Treatment of acute hematogenous osteomyelitis with especial reference to the use of maggots. *Penn. Med. Jl.*, XXXIV, 1931, p. 313-316.
- WHITE (G. F.). — Production of sterile maggots for surgical use. II. Disinfection with sodium hydroxide followed by formalin. *The Jl. of Parasit.*, XIX, 1932, p. 170.
- WILSON (E. H.), DOAN (C. A.) et MILLER (D. F.). — The Baer maggot treatment of osteomyelitis. Preliminary Report of twenty six cases. *Jl. Amer. Med. Assoc.*, XCVIII, n° 14, 1932, p. 1149-1152.
- WOLLMAN (E.). — Biologie de la mouche domestique et des larves de mouches à viande, en élevages aseptiques. *Ann. Inst. Pasteur*, XXXVI, 1922, p. 784.

RÉPERTOIRE

DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Incertæ sedis

Brumptina A. Carini. Espèce type : *B. brasiliensis* A. Carini. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 299.

Brumptina brasiliensis A. Carini. *Zelleriella brasiliensis* ? (Infus.). Brésil. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 299.

Brumptina paulista A. Carini. *Zelleriella falcata* (Infus.). Brésil. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 300.

M. NEVEU-LEMAIRE.

Flagellés

Trypanosoma aenomysi J. Schwetz. *Trypanosomidæ*. Sang. *Ænomys bachante editus* (Mamm.). Congo belge. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 289.

Trypanosoma sciuri J. Schwetz. *Trypanosomidæ*. Sang. *Funisciurus congicus* (Mamm.). Congo belge. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 290.

Trypanosoma anomaluri J. Schwetz. *Trypanosomidæ*. Sang. *Anomalurus jacksoni* (Mamm.). Congo belge. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 292.

M. N.-L.

Infusoires

Zelleriella cornucopia A. Carini. *Opalinidæ*. Intestin. *Leptodactylus ocellatus* (Batr.). Brésil. *Ann. paras.*, XI, 1933, p. 301.

M. N.-L.

Cestodes

✓ *Anoplocephala diminuta* Sandground. *Anoplocephalidæ*. Intestin grêle *Rhinoceros sondaicus* (Mamm.). Inde. *Journ. of parasit.*, XIX, 1933, p. 197.

✓ *Proteocephalus (Ophiotænia) agkistrodontis* Harwood. Intestin. *Ancistrodon piscivorus* (Rept.). Houston (Texas). *Parasitology*, XXV, 1933, p. 130.

M. N.-L.

Trématodes

✓ *Stichorchis myopotami* Artigas et Pacheco. *Paramphistomidæ*. Cæcum. *Myopotamus coipus* (Mamm.). São Paulo (Brésil). *C. R. soc. biol.*, CXII, 1933, p. 404.

✓ *Astiotrema indica* G. S. Thapar. *Lepodermatidæ*. Intestin. *Chitra indica* (Rept.). Rivière Gomti (Inde). *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 87.

✓ *Streptovitella* W. E. Swales. *Heterophyidae*. Espèce type : *S. adiæca* W. E. Swales. *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 116.

✓ *Streptovitella acadiae* W. E. Swales. *Heterophyidae*. Intestin grêle. *Anas rubripes* (Ois.). Cole Harbour, Nova Scotia (Canada). *Journ. of helminthology*, XI, 1933, p. 116.

Trematichlys Z. Vaz. *Allocreadidae*. Espèce type : *T. trematichlys* Z. Vaz. Contribuição ao conhecimento dos Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 19.

Trematichlys trematichlys Z. Vaz. *Allocreadidae*. Intestin grêle. *Glanidium neirai* (Poiss.). Rio Tieté (État de São Paulo, Brésil). Contribuição ao conhecimento dos Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 20.

Cladocystis intestinalis Z. Vaz. *Opisthorchidae*. Intestin grêle. *Salminus maxillosus* (Poiss.). Rios Tieté et Mogy-Guassú (État de São Paulo, Brésil). Contribuição ao conhecimento do Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 22.

Witenbergia Z. Vaz. *Opisthorchidae*. Espèce type : *W. witenbergi* Z. Vaz. Contribuição ao conhecimento do Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 24.

Witenbergia witenbergi Z. Vaz. *Opisthorchidae*. Intestin grêle. *Pseudoplatistoma tigrinum* (Poiss.). Rio Piracicaba (État de São Paulo, Brésil). Contribuição ao conhecimento do Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 24.

Dadayatrema elongata Z. Vaz. *Paramphistomidae*. Gros intestin. *Myleus* sp. (Poiss.). Rio Paranapanema (État de São Paulo, Brésil). Contribuição ao conhecimento do Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 28.

Dadayatrema minima Z. Vaz. *Paramphistomidae*. Gros intestin. *Myleus* sp. (Poiss.). Rio Paranapanema (État de São Paulo, Brésil). Contribuição ao conhecimento do Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 30.

Travassosinia Z. Vaz. *Cladorchiidae*. Espèce type : *T. dilatata* (Daday 1907) (= *Chiorchis dilatatus* Daday 1907). Contribuição ao conhecimento do Trematoides de peixes fluviais do Brasil, São Paulo, 1932, p. 32.

✓ *Chiostichorchis* P. Artigas et G. Pacheco. *Paramphistomidae*. Espèce type : *C. myopotami* P. Artigas et G. Pacheco. *Rev. biol. e hig.*, III, 19: 2, p. 103.

✓ *Chiostichorchis myopotami* P. Artigas et G. Pacheco. *Paramphistomidae*. Intestin. *Myocastor coipus* (Mamm.). São Paulo (Brésil). *Rev. biol. e hig.*, III, 1932, p. 103.

✓ *Ceratotrema* E. Idris Jones. *Hemiuridae*. Espèce type : *C. furcolabiata* E. Idris Jones. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 248.

✓ *Ceratotrema furcolabiata* E. Idris Jones. *Hemiuridae*. Cœlome. *Onos mussels* (Poiss.). Wemburg bay, Plymouth. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 248.

✓ *Hemipera sharpei* E. Idris Jones. *Syncœliidae*. Sous l'opercule. *Cepola rubescens* (Poiss.). Plymouth. *Parasitology*, XXV, 1933, p. 252.

✓ *Echinostoma miyagawai* Ishii. *Echinostomidae*. Intestin cæcum et rectum. Canard sauvage et domestique. Japon. *Jikken Igaku Zasshi*. XVI, 1932 (en japonais) et *Japanese journ. exp. med.*, XI, 1933, p. 94.

Leucochloridium japonicum Ishii. *Harmostomidae*. Intestin. « Copper pheasant ». Japon. *Jikken Igaku Zasshi*, XVI, 1932, (en japonais) et *Japanese journ. exp. med.*, XI, 1933, p. 96.

Apatemon japonicus Ishii. *Strigeidae*. Intestin et cæcum. Canard sauvage et domestique. Japon. *Jikken Igaku Zasshi*, XVI 1932 (en japonais) et *Japanese journ. exp. med.*, XI, 1933, p. 97.

Cotylurus japonicus Ishii. *Strigeidae*. Intestin. Poulet, canard domestique et sauvage. Japon. *Jikken Igaku Zasshi*, XVI, 1932 (en japonais) et *Japanese journ. exp. med.*, XI, 1933, p. 98.

Stenoptera H. W. Manter. *Allocreadiidae*. Espèce type : *S. equilata* H. W. Manter. *Carnegie. Inst. Washington*, n° 435, 1933, p. 173.

Stenoptera equilata H. W. Manter. *Allocreadiidae*. Intestin. *Holocentrus ascensionis* (Poiss.). Tortugas, Floride. *Carnegie Inst. Washington*, n° 435, 1933, p. 173.

Helicometrina parva H. W. Manter. *Allocreadiidae*. Intestin. *Iridio bivitatus* (Poiss.). Tortugas, Floride. *Carnegie Inst. Washington*, n° 425, 1933 p. 178.

Coitocaecum testiobliquum L. W. Wisniewski. *Opecelidae*. Cavité générale. *Fontogammarus bosniacus*, *Rivulogammarus spinicaudatus* (Crust.). Balkans. *Bull. acad. polonaise sc. et lett. Sc. nat.*, (II), 1932, Cracovie, 1933, p. 260.

Psilostomum progeneticum L. W. Wisniewski. *Psilostomidae*. Cavité générale. *Fontogammarus bosniacus* (Crust.). Balkans. *Bull. Acad. polonaise sc. et lett. Sc. nat.*, (II), 1932, Cracovie, 1933, p. 268.

M. N.-L.

Dicrocoelium orientale Dh. Narain et Ram S. Das. *Dicrocoeliidae*. Vésicule biliaire. *Calotes versicolor*, *Hemidactylus flaviviridis* (Rept.) Allahabad. *Journ. Bombay Natur. Hist. Soc.*, XXXIII, 1929, p. 250.

Dicrocoelium indicum Dh. Narain et Ram S. Das. *Dicrocoeliidae*. Vésicule biliaire. *Uromastix hardwicki* (Rept.). Allahabad. *Journ. Bombay Natur. Hist. Soc.*, XXXIII, 1929, p. 252.

Paradistoma lanka W. Fernando [nom. nov. pro *Paradistoma ceratophoræ* R. Ph. Dollfus 1923]. *Dicrocoeliidae*. Vésicule testiculaire. *Ceratophora stoddarti* (Rept.). Hakgala (Ceylan). *Spolia Zeylanica*, XVII 1932, p. 145.

Paradistoma ceratophoræ R. Ph. Dollfus. *Dicrocoeliidae*. Vésicule biliaire. *Ceratophora stoddarti* (Rept.) Hakgala et Nuwara Eliya (Ceylan). *Bull. soc. zool. France*, XLVIII, 1923, p. 32.

Crepidostoma suecicum O. Nybelin. *Allocreadiidae*. Appendices pyloriques et intestin postérieur. *Thymallus thymallus*, *Salmo trutta*, *S. alpinus*, *Lota lota*, *Collus gobio* (Poiss.). Drottningholm (Suède). *Arkiv. för Zoologi*, XXVb, n° 1, 1932, p. 6.

Paraisocelium exorchis V. Ozaki *Acanthostomatidae*. Intestin. *Uranoscopus japonicus* (Poiss.). Japon. *Proc. Imperial Acad.*, Tokyo, VIII, 1932, p. 450.

Glypthelmins subtropica P. D. Harwood. *Brachycæliidae*. Intestin. *Rana calesbiana*, *R. sphenoccephala* (Batr.). Houston et Huntsville (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 14.

Haematolæchus flædæ P. D. Harwood. *Lepodermatidae*. Poumons. *Rana calesbiana* et *R. clamitaus* (Batr.). Houston (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 16.

✓ *Haematolæchus uniplexus* P. D. Harwood. *Lepodermatidæ*. Poumons. *Rana sphenoccephala* (Batr.). Houston (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 18.

✓ *Renifer texanus* P. D. Harwood. *Reniferidæ*. Bouche. *Heterodon contortrix* (Rept.). Houston (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 19.

✓ *Cercorchis texanus* P. D. Harwood. *Telorchiidæ*. Intestin. *Pseudemys elegans* (Rept.). Houston (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 26.

✓ *Cercorchis bairdi* P. D. Harwood. *Telorchiidæ*. Intestin. *Stemotherus carinatus* (Rept.). Huntsville (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 28.

✓ *Protenes chapmani* P. D. Harwood. *Telorchiidæ*. Intestin. *Pseudemys elegans* (Rept.). Rosenberg (Texas). *Proc. U. S. Nat. Mus.*, n° 2940, vol. LXXXI, art. 17, 1932, p. 29.

R. Ph. DOLLFUS.

Nématodes

✓ *Kiluluma vernaayi* Sandground. *Strongylidæ*. Gros intestin. *Rhinoceros sondaicus* (Mamm.). Inde. *Journ. of parasit.*, XIX, 1933, p. 193.

✓ *Tetrameres pattersoni* Cram. *Spiruridæ*. Glandes stomacales. *Colinus virginianus* (Ois.). Etats-Unis. *Journ. of parasit.*, XIX, 1933, p. 245.

✓ *Longistriata maldonadoi* P. Artigas et G. Pacheco. *Trichostrongylidæ*. Intestin grêle. *Myocastor coipus* (Mamm.). São Paulo (Brésil). *C. R. soc. biol.*, CXII, 1933, p. 1004.

✓ *Odontospirura* E. E. Wehr. *Spiruridæ*. Espèce type : *O. cetiopenis* E. E. Wehr. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXXII, 1933, p. 1.

✓ *Odontospirura cetiopenis* E. E. Wehr. *Spiruridæ*. Proventricule et gésier. *Rhea americana* (Ois.). Parc national zoologique de Washington. *Proc. U. S. Nat. Mus.*, LXXXII, 1933 p. 2.

✓ *Capillaria tenua* J. F. Mueller. *Trichinellidæ*. Intestin. *Trilurus viridescens* (Batr.). Syracuse (Etat de New-York). *Trans. amer. microscop. soc.*, LI, 1932, p. 263.

✓ *Capillaria pterophylli* K. Heinze. *Trichinellidæ*. Intestin. *Pterophyllum scalare*, *P. eimeki* (Poiss.). Amérique du Sud. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 395.

✓ *Capillaria lewaschoffi* K. Heinze. *Trichinellidæ*. Intestin. *Pelecus cultratus* (Poiss.). Volga. *Zeitschr. f. Parasitenkunde*, V, 1933, p. 402.

M. NEVEU-LEMAIRE.

Le Gérant : F. AMIRAULT.